

Fischparasiten in Mecklenburg-Vorpommern und nordeuropäischen Süßgewässern

Dissertation

zur

Erlangung des akademischen Grades

doctor rerum naturalium (Dr. rer. nat.)

der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät

der Universität Rostock

vorgelegt von

Ekaterina Pikalov, geb. am 04.05.1984

in Novopolozk/Weißrussland

aus Rostock, den 20.06.2017

Gutachter:

1. Prof. Dr. H. W. Palm, Professur für Aquakultur und Sea-Ranching, Agrar- und Umweltwissenschaftliche Fakultät, Universität Rostock
2. Prof. Dr. Bernd Sures, Aquatische Ökologie, Fakultät für Biologie, Universität Duisburg-Essen

Datum der Einreichung: 20. Juni 2017

Datum der Verteidigung: 23. Oktober 2017

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt Prof. Dr. rer. nat. habil. Harry W. Palm, der meine Begeisterung für die Fischparasitologie im Biologiestudium weckte und meine Arbeit auf diesem Gebiet stets förderte. Seine Hilfsbereitschaft und Unterstützung sowie die Denkanstöße und Diskussionen haben mich in meiner Forschung immer vorangebracht.

Bedanken möchte ich mich auch bei allen Mitgliedern der Arbeitsgruppe Fischparasitologie, insbesondere bei Dr. rer. nat. Sonja Kleinertz, die mich durch zahlreiche Hilfestellungen, fachliche Mitbetreuung sowie Ratschläge und Korrekturen unterstützte. Ebenfalls ganz besonders möchte ich mich bei Stefan Theisen und Patrick Unger bedanken, die mir während meiner gesamten Promotionszeit mit Rat und Korrekturvorschlägen zur Seite standen.

Ich bedanke mich bei den Fischwirten Hartmut Kacan und Werner Loch für die Beschaffung des Probenmaterials aus dem Malchiner See und dem Hohen Sprenzer See sowie für ihre ausführlichen Informationen über die Untersuchungsgewässer. Bei Marcis Zingis (BIOR-Institut, Riga) möchte ich mich ebenfalls herzlichst für die Hilfe bei der Probennahme im Baltezers See bedanken.

Für die fachlichen Ratschläge, Hilfe bei der Literaturrecherche und das Korrekturlesen möchte ich mich bei Cathrin Blank (Uckermark-Fisch GmbH), Norbert Schulz (Fisch und Umwelt Mecklenburg-Vorpommern e.V.), Anika Salzmann (Landesfischereiverband Westfalen und Lippe e.V.) und bei den Mitarbeitern der Technischen Universität in Kaliningrad sowie der Forschungsanstalt Atlant-NIRO in Kaliningrad bedanken.

Dem gesamten Lehrstuhl für Aquakultur und Sea-Ranching der Universität Rostock danke ich für das freundliche Arbeitsklima, insbesondere Dr. Adrian Bischoff-Lang, Sylvia Witt und Thuong van Truong danke ich für die ständige Unterstützung und Hilfsbereitschaft in jeder Hinsicht.

Des Weiteren bedanke ich mich bei meinen Nachbarn Peter und Ingrid Körner für das geduldige Korrekturlesen, zahlreiche Hilfestellungen und die ständige Motivation.

Ganz herzlich möchte ich mich bei meinen Freunden Julia Tierbach und Romy Bley bedanken, die mir während der gesamten Promotionszeit Kraft und Rückhalt gaben.

Vom ganzen Herzen möchte ich mich bei meinen Eltern und meiner ganzen Familie bedanken ohne, die mein Promotionsvorhaben nicht möglich gewesen wäre. Die bedingungslose Hilfsbereitschaft sowie die moralische und finanzielle Unterstützung waren mir stets eine große Hilfe.

Bei meinem Lebensgefährten Livius möchte ich mich an dieser Stelle ganz besonders bedanken. Seine Hilfe in jeder Hinsicht, seine grenzenlose Geduld und sein Glaube in meine Fähigkeiten gaben mir die Kraft, meinen Forschungsdrang und die Begeisterung für Parasitologie innerhalb eines Promotionsvorhabens zu verwirklichen.

„Die Glücklichen sind neugierig“

Friedrich Wilhelm Nietzsche

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis	IV
Tabellenverzeichnis	V
Abkürzungsverzeichnis	VI
Zusammenfassung	IX
Abstract	XI
1. Einleitung.....	1
1.1 Historische Entwicklung der Fischparasitologie.....	2
1.2 Wesentliche Einflussfaktoren zum Auftreten von Fischparasiten.....	4
1.3 Nutzung der Fischparasiten als Bioindikatoren	6
1.4 Parasitenfauna der nordeuropäischen Fische	8
1.5 Fischparasiten in Mecklenburg-Vorpommern (MV).....	9
1.6 Zielsetzung	11
2. Nordeuropäische Fischarten und ihre Bedeutung	12
2.1 Karpfenartige, Barschartige und der Europäische Aal	12
2.2 Binnenfischerei und Aquakultur in MV	13
2.3 Gefahrenpotenziale in der Fischzucht	14
3. Material und Methoden.....	15
3.1 Untersuchte Fischarten	15
3.2 Untersuchungsgewässer	15
3.2.1 Norddeutsches Süßgewässer Malchiner See	16
3.2.2 Norddeutsches Süßgewässer Hohen Sprenger See	18
3.2.3 Lettisches Süßgewässer Baltezers See.....	20
3.3 Fangmethoden und Probenahme.....	22
3.3.1 Stellnetz-Fischerei.....	23
3.3.2 Reusen-Fischerei	24
3.4 Untersuchungsmethoden	24
3.4.1 Fischereibiologische Untersuchungen	24
3.4.2 Nahrungsökologische Untersuchung	25
3.4.3 Parasitologische Untersuchung	26
3.4.4 Molekulargenetische Untersuchungen.....	27
3.4.5 Färbemethodik und Dauerpräparate-Herstellung.....	28
3.4.6 Dokumentation	29
3.5 Parasitologische Datenerhebung.....	30
3.6 Statistische Analyse	33
3.6.1 Multivariate Verfahren	34
4. Ergebnisse.....	35
4.1 Fischereibiologische Befunde.....	35
4.2 Nahrungsökologie	37
4.2.1 Karpfenartige	37

4.2.2 Barschartige und der Europäische Aal.....	40
4.3 Parasitologie.....	41
4.3.1 Parasitenfauna der Fische aus dem Malchiner See.....	44
4.3.1.1 Karpfenartige.....	44
4.3.1.2 Barschartige und der Europäische Aal.....	51
4.3.1.3 Molekulargenetische Befunde.....	54
4.3.2 Charakterisierung der Parasitenfauna im Malchiner See.....	55
4.3.2.1 Kategorisierung anhand der Großgruppen.....	57
4.3.2.2 Kategorisierung anhand der Parasitenarten.....	59
4.3.2.3 Multivariate Analyse der Fischarten.....	60
4.3.3 Parasitenfauna von <i>Rutilus rutilus</i> L. aus den Vergleichsgewässern.....	61
4.3.3.1 Hohen Sprenger See (MV).....	61
4.3.3.2 Baltezers See (Lettland).....	62
4.3.3.3 Vergleich mit dem Malchiner See.....	62
4.3.4 Charakterisierung der Parasitenfauna von <i>Rutilus rutilus</i> L.....	64
4.3.4.1 Multivariate Analyse der drei Untersuchungsgewässer.....	66
4.3.5 Datenanalyse ausgewählter Vergleichsarbeiten.....	67
5. Diskussion.....	69
5.1 Neue Wirts- und Gebietsnachweise.....	69
5.2 Die Parasitenfauna der Fische im Malchiner See und die möglichen Transferwege durch das Nahrungsnetz.....	75
5.2.1 Karpfenartige.....	76
5.2.2 Barschartige und der Europäische Aal.....	89
5.2.3 Stadium des Digenea <i>Azygia lucii</i> im Wirt.....	95
5.2.4 Bewertung des Malchiner Sees.....	97
5.3 Parasitenfauna der Fische in Süßgewässern von MV.....	101
5.3.1 <i>Rutilus rutilus</i> L. im Hohen Sprenger See.....	103
5.3.2 Andere Binnengewässer.....	104
5.4 Parasitenfauna von <i>Rutilus rutilus</i> im Baltezers See, Lettland.....	106
5.5 Charakterisierung der Parasitenfauna in nordeuropäischen Süßgewässern.....	108
5.5.1 Vergleich mit ausgewählten Arbeiten in Nordrhein-Westfalen.....	109
5.5.2 Vergleich mit Binnengewässern in Russland.....	113
5.6 Überarbeitung der Bestimmungsmethoden für ausgewählte Schadparasiten.....	116
5.7 Bedeutung der Ergebnisse für die Entwicklung der Binnenfischerei und der Aquakultur in MV.....	117
5.8 Fazit.....	121
5.9 Ausblick.....	122

6. Literatur

Anhangsverzeichnis

Anhang I: Untersuchte Fischarten

- I-1 Karpfenartige
- I-2 Barschartige
- I-3 Der Europäische Aal

Anhang II: Untersuchte Gewässer und verwendete Materialien

- II-1 Malchiner See
- II-2 Hohen Sprenger See
- II-3 Verwendete Materialien

Anhang III: Dokumentation der nachgewiesenen Parasitenarten

- III-1 Oomycota
- III-2 Ciliophora
- III-3 Myxozoa
- III-4 Digenea
- III-5 Monogenea
- III-6 Cestoda
- III-7 Nematoda
- III-8 Acanthocephala
- III-9 Hirudinea
- III-10 Crustacea
- III-11 Bivalvia

Anhang IV: Fototafeln

Anhang V: Parasitenfaunen, Parasitenarten in Deutschland, statistische Analyse

- V-1 Parasitologische Standardparameter der nachgewiesenen Parasitenfauna einzelner Zielfischarten
- V-2 Deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten für die Zielfischarten
- V-3 Bisher in Binnengewässern MVs nachgewiesene Parasitenarten
- V-4 Statistische Analysen (Cluster-ANOSIM- und SIMPER-Analyse und MDS Plot)

Anhang VI: Parasitenfauna der Rotaugen aus Vorarbeiten in NRW

- VI-1. Parasitenfauna der Rotaugen aus Vorarbeiten in Stehgewässern NRWs
- VI-2. Parasitenfauna der Rotaugen aus Vorarbeiten in Fließgewässern, Kanälen und Talsperren NRWs

Anhang VII: Rohdaten

Eidesstattliche Erklärung

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: a) Mittelwerte und Standardfehler (\pm) des Konditionsfaktors (K) sämtlicher Fischarten und Untersuchungsgewässer.	
b) Mittelwerte und Standardfehler des Hepatosomatischen Index (HSI) sämtlicher Fischarten und Untersuchungsgewässer.	
Wenn nicht anders beschriftet, stammen die Fische aus dem Malchiner See. HSS: Hohen Sprenger See, BS: Baltezers See	37
Abb. 2: Prozentuales Vorkommen (F [%]) der Nahrungsorganismen der Karpfenartigen aus den drei Untersuchungsgewässern Malchiner See (MS), Hohen Sprenger See (HSS) und Baltezers See (BS). Wenn nicht anderes vermerkt, stammen die Fische aus dem Malchiner See	38
Abb. 3: Prozentuales Vorkommen (F [%]) der Nahrungsorganismen der Barschartigen und des Europäischen Aals aus dem Malchiner See	40
Abb. 4: Parasitenfauna von <i>Abramis brama</i> aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	44
Abb. 5: Parasitenfauna von <i>Alburnus alburnus</i> aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	45
Abb. 6: Parasitenfauna von <i>Blicca bjoerkna</i> aus dem Malchiner See. Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	46
Abb. 7: Parasitenfauna von <i>Carassius gibelio</i> aus dem Malchiner See. Cr: Crustacea, N: Nematoda	47
Abb. 8: Parasitenfauna von <i>Rutilus rutilus</i> aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	48
Abb. 9: Parasitenfauna von <i>Scardinius erythrophthalmus</i> aus dem Malchiner See. Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	49
Abb. 10: Parasitenfauna von <i>Tinca tinca</i> aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	50
Abb. 11: Parasitenfauna von <i>Gymnocephalus cernua</i> aus dem Malchiner See. Bi: Bivalvia, C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor. **Üblicher Sitz des Parasiten ist der Magen-Darm-Trakt, hier aber in den Kiemen detektiert. ***Darmaußenwand	51
Abb. 12: Parasitenfauna von <i>Perca fluviatilis</i> aus dem Malchiner See. A: Acanthocephala, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	52
Abb. 13: Parasitenfauna von <i>Anguilla anguilla</i> aus dem Malchiner See. A: Acanthocephala, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, M: Monogenea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor	53
Abb. 14: Verteilung der Großgruppen in den Parasitenfaunen der zehn Zielfischarten aus dem Malchiner See ohne Berücksichtigung der Ciliaten und Myxozoa	57
Abb. 15: a) MDS Plot der Parasitenfauna der Karpfenartigen aus dem Malchiner See. b) MDS Plot der Parasitenfauna der Barschartigen und des Europäischen Aals aus dem Malchiner See	60
Abb. 16: Verteilung der Großgruppen in den Parasitenfaunen von <i>Rutilus rutilus</i> aus den drei Untersuchungsgewässern. BS: Baltezers See, HSS: Hohen Sprenger See, MS: Malchiner See	65
Abb. 17: MDS Plot der Parasitenfauna von <i>Rutilus rutilus</i> aus drei Untersuchungsgewässern	67
Abb. 18: Parasitenarten und die Nahrungsorganismen durch welche sie auf die Fische übertragen werden. Der prozentuale Anteil gibt an, zu welchem Anzeil der jeweilige ZW genutzt wurde	99
Abb. 19: Lebensweisen von häufigen Süßwasserfischen aufgezeigt anhand ihrer Parasitenfauna inkl. drei Lebenszyklen von heteroxenen Parasitenarten. EW: Endwirt, ZW: Zwischenwirt	101
Abb. 20: Kategorisierung der Gewässer anhand der Parasitenfauna von <i>Rutilus rutilus</i> unter Verwendung von Parasitendiversität ($H'(Endo)$), Kernartenanzahl und Parasitenartenanzahl. Zudem konnten „Indikatorarten“ sowie „Dominante Arten“ für die jeweilige Gewässerkategorie definiert werden, Ø: durchschnittliche Artenanzahl in der Gewässerkategorie	110

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Parameter, Koordinaten und Trophiegrade der Untersuchungsgewässer.....	16
Tab. 2: Probennahme der zehn Zielfischarten in den drei Untersuchungsgewässern. BS: Baltezers See, HSS: Hohen Sprenzer See, MS: Malchiner See.....	23
Tab. 3: Fischereibiologische Parameter der zehn untersuchten Fischarten. BS: Baltezers See, HSI: Hepatosomatischer Index, HSS: Hohen Sprenzer See, j: juvenil, K: Konditionsfaktor, m: männlich, MS: Malchiner See, n: Anzahl der Fische bzw. Anzahl der Messungen, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, w: weiblich.....	36
Tab. 4: Nahrungsorganismen der Karpfenartigen aus den drei Untersuchungsgebieten Malchiner See (MS), Hohen Sprenzer See (HSS) und Baltezers See (BS) (Giebel ausgeschlossen). D: Anzahl der Därme, F [%]: prozentuales Vorkommen, k. A.: keine Angabe, n: Anzahl der Organismen, N [%]: prozentualer Anteil der Nahrung, W [%]: prozentualer Gewichtsanteil der Nahrung, IRI: Index der relativen Bedeutung, fett: besonders bedeutsame Werte.....	39
Tab. 5: Nahrungsorganismen der Barschartigen und des Europäischen Aals dem Malchiner See (MS). M: Anzahl der Mägen, F [%]: prozentuales Vorkommen der Nahrung, k. A.: keine Angabe, n: Anzahl der Organismen, N [%]: prozentualer Anteil der Nahrung, W [%]: prozentualer Gewichtsanteil der Nahrung, IRI: Index der relativen Bedeutung, fett: besonders bedeutsame Werte.....	41
Tab. 6: Parasitenfauna der zehn untersuchten Fischarten. A.a: Alburnus alburnus, A.b: Abramis brama, An.an: Anguilla anguilla, B.b: Blicca bjoerkna, C.g: Carassius gibelio, G.c: Gymnocephalus cernua, P.f: Perca fluviatilis, R.r: Rutilus rutilus, S.e: Scardinius erythrophthalmus, T.t: Tinca tinca (Ba.b: Barbatula barbatula, E.l: Esox lucius, G.g: Gobio gobio, S.l: Sander lucioperca (keine Zielfischarten)). G, g: Generalist, k. A.: keine Angabe, n. r.: nicht relevant, da die Fische aus dem Baltezers See stammen, P [%]: Prävalenz, S, s: Spezialist, *Malchiner See, **Hohen Sprenzer See, ***Baltezers See (wenn nicht anders vermerkt, stammen die Fische aus dem Malchiner See), ¹ neuer Wirtsnachweis für diese Fischart, ² neuer Gebietsnachweis in Deutschland, ³ neuer Gebietsnachweis für diese Fischart in Deutschland.....	42
Tab. 7: Übersicht über das verwendete genetische Material und die erzielten Ergebnisse. Angegeben ist die Übereinstimmung in Prozent mit Genbank-Referenzsequenzen sowie ihre Accession Nummer. Au: Auge, D, Darm, Ki: Kiemen, L: Leber.....	54
Tab. 8: Ökologische Parameter der Fische des Malchiner Sees (ohne Ciliaten und Myxozoa). BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor.....	55
Tab. 9: Anteil der Parasitengroßgruppen in Prozent. A: Acanthocephala, Bi: Bivalvia, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, M: Monogenea, N: Nematoda, Σ: Summe der Parasitenarten.....	58
Tab. 10: Parasitenfauna von <i>Rutilus rutilus</i> aus drei Untersuchungsgewässern. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, p _i [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl, k.U.: keine Untersuchung.....	63
Tab. 11: Ökologische Parameter von <i>Rutilus rutilus</i> aus dem Malchiner See (MS), Hohen Sprenzer See (HSS) und dem Baltezers See (BS) (ohne Ciliaten und Myxozoa). BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor.....	64
Tab. 12: Ökologische Parameter der Vergleichsarbeiten aus MV von Blank (2015) berechnet für <i>Perca fluviatilis</i> aus dem Drewitzer See (DS) und Krakower See (KS) und von Brand (2016) berechnet für <i>Anguilla anguilla</i> und dem Kölpinsee (KöS). BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor.....	67
Tab. 13: Ökologische Parameter der Vergleichsarbeiten aus NRW von Grabowski (2007) in Seen, Fluss und Kanal (DöS, MSS, RH, DSK), Pothmann (2009) in Talsperren (MTP, ST), Bley (2010) in Talsperren (HT, MTB, VT), Emde (2010) im Fluss (R), Pikalov (2010) in Seen (HS, ÖT, TG) und Rohde (2012) im Fluss (L). Gewässerabkürzungen See; DöS: Dörpfeldsee, HS: Heidhornsee, MSS: Masureensee, ÖT: Ödingteich, TG: Tongrube. Fluss; L: Lippe, RH: Ruhr, R: Rhein. Talsperre; HT: Hennetalsperre, MTB und MTP: Möhnetalsperre, ST: Sorpetalsperre, VT: Versetalsperre. Kanal; DSK: Diergardt'scher Seitenkanal. Indices; BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor. k.A.: keine Angabe.....	68
Tab. 14: Neue Gebietsnachweise (DF) innerhalb Deutschlands für die untersuchte Fischart.....	70
Tab. 15: Parasitentaxa der zehn Fischarten aus vorangegangenen Arbeiten und hier erbrachten Nachweisen im Vergleich. D: Deutschland, *sp. und spp. bei der Taxaanzahl bzw. „neuen Arten“ nur bedingt berücksichtigt (siehe Kapitel 3.5, Literaturangabe siehe Anhang V-2).....	71
Tab. 16: Anteil der Parasitengroßgruppen in den Vorarbeiten von Blank (2015) im DS und KS und Brand (2016) im KöS im direkten Vergleich zu den hier definierten Kategorien und erzielten Ergebnissen im Malchiner See in Prozent. A: Acanthocephala, Bi: Bivalvia, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, DS: Drewitzer See, KöS: Kölpinsee, KS: Krakower See, M: Monogenea, MS: Malchiner See, N: Nematoda, Σ: Summe der Parasitenarten. * Die Sonderkategorie vier wurde nicht vordefiniert, deshalb werden die im MS erreichten Prozentangaben als Referenz angegeben.....	106

Abkürzungsverzeichnis

A

- A.a. *Alburnus alburnus*
 A.b. *Abramis brama*
 Abb. Abbildung
 A.D. Anno Domini (lat.) = im Jahre des Herrn
 An.an. *Anguilla anguilla*

B

- B.b. *Blicca bjoerkna*
 B.C. before Christ (engl.) = vor Christus
 BS Baltezers See
 bzw. beziehungsweise

C

- ca. circa
 C.g. *Carassius gibelio*
 cm Zentimeter

D

- dest. destilliert
 d. h. das heißt
 DöS Dörpfeldsee
 DS Drewitzer See
 DSK Diergardt'scher Seitenkanal

E

- et al. et alii (lat.) = und andere
 evtl. eventuell
 EW Endwirt

G

- g Gramm
 G.c. *Gymnocephalus cernua*
 griech. Griechisch

H

- ha Hektar
 HSS Hohen Sprenger See

I

- indet. indeterminabel (engl.) = unbestimmt

J

- Jh. Jahrhundert

K

- k. A. keine Angabe
 kbp Kilobasenpaare (1 000 bp)

kg	Kilogramm
km	Kilometer
KöS	Kölpinsee
KS	Krakower See
<u>L</u>	
L.	Linnaeus
LZ	Lebenszyklus
<u>M</u>	
m	Meter
mA	Milliampere
min	Minuten
ml	Milliliter
µl	Mikroliter
mm	Millimeter
MS	Malchiner See
MV	Mecklenburg-Vorpommern
<u>N</u>	
n	Anzahl
NaCl	Natriumchlorid
Nr.	Nummer
NRW	Nordrhein-Westfalen
<u>O</u>	
ÖT	Ödingteich
<u>P</u>	
P.f.	<i>Perca fluviatilis</i>
PW	Paratenischer Wirt
<u>R</u>	
R.r.	<i>Rutilus rutilus</i>
<u>S</u>	
S.e.	<i>Scardinius erythrophthalmus</i>
sek	Sekunden
sp.	Species (engl.) = Art
spp.	Species (engl.) = Arten
<u>T</u>	
t	Tonnen
Tab.	Tabelle
T.t.	<i>Tinca tinca</i>
<u>U</u>	
u. a.	unter anderem
U/min	Umdrehungen pro Minute

V

V Volt

Z

z. B. zum Beispiel

z. T. zum Teil

ZW Zwischenwirt

Symbole

°C Grad Celsius

Ø Durchschnitt, Durchmesser

< größer

> kleiner

≥ größer/gleich

≤ kleiner/gleich

µm Mikrometer

µl Mikroliter

% Prozent

& und

Zusammenfassung

Pikalov E. (2017): Fischparasiten in Mecklenburg-Vorpommern und nordeuropäischen Süßgewässern. Dissertation, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät der Universität Rostock, 122 Seiten.

In der vorliegenden Arbeit wurden insgesamt 375 Süßwasserfische, zugehörig zu zehn Arten (*Abramis brama* (Blei), *Alburnus alburnus* (Ukelei), *Anguilla anguilla* (Aal), *Blicca bjoerkna* (Güster), *Carassius gibelio* (Giebel), *Gymnocephalus cernua* (Kaulbarsch), *Perca fluviatilis* (Flussbarsch), *Rutilus rutilus* (Rotaugen), *Scardinius erythrophthalmus* (Rotfeder) und *Tinca tinca* (Schleie)), untersucht. Diese Fischarten zählen zu den häufigsten Süßwasserfischarten in den Gewässern Mecklenburg-Vorpommerns (MV) und wurden aus dem Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See (MV) im Jahr 2011 beprobt. Für eine Übersicht über die Parasitenverbreitung in unterschiedlichen Süßwasserhabitaten wurde das Rotaugen (*R. rutilus*) zusätzlich aus zwei weiteren Seen untersucht. Die Beprobung im lettischen Baltezers See (nahe Riga) fand im Jahr 2013 statt, während die Fische aus dem Hohen Sprenger See in MV im Jahr 2014 entnommen wurden. Insgesamt konnten 74 Parasitenarten, 11 protozoische und 63 metazoische, der Taxa Ciliophora (11), Myxozoa (6), Digenea (14), Monogenea (14), Cestoda (11), Nematoda (11), Acanthocephala (1), Hirudinea (2), Crustacea (3) und Bivalvia (1) mit neuen Wirts- und Gebietsnachweisen für die deutschen Binnengewässer nachgewiesen werden.

Bei dem gut untersuchten Europäischen Aal (*A. anguilla*) konnte erstmalig ein Bandwurm der Art *Proteocephalus sagittus* taxonomisch und molekulargenetisch nachgewiesen werden. Beim Kaulbarsch (*G. cernua*) konnte neben einem neuen Wirtsnachweis für die Egelart *Helobdella stagnalis* auch der humanpathogene Fadenwurm *Eustrongylides tubifex* vorgefunden werden. Zu weiteren Besonderheiten dieser Forschungsarbeit zählt der Nachweis des vor allem für Meeräschen (Fam. Mugilidae) charakteristischen und für diverse Jungfische hochpathogenen Einzellers *Trichodina puytoraci* auf dem Ukelei (*A. alburnus*). Auf dem wirtschaftlich wichtigen Flussbarsch (*P. fluviatilis*) konnte der stark pathogene neozoische Hakensaugwurm *Ancyrocephalus percae* erstmalig in Binnengewässern Norddeutschlands nachgewiesen werden. Zudem konnte aufgezeigt werden, dass die weit verbreitete Karpfenlaus *Argulus foliaceus* nicht nur selbst als ein pathogener Ektoparasit bei diversen Süßwasserfischen parasitiert, sondern als ein Vektor für die Übertragung des Fadenwurms *Skrjabianus tincae* fungiert. Über das Stadium des Saugwurms *Azygia lucii* im Fischwirt konnten Wissenslücken aufgezeigt werden. Der im Hecht (*Esox lucius*) zum Adulten heranreifende Digenea wurde hier in seinen Stapel-/ Nebenwirten *A. anguilla*, *G. cernua* und *P. fluviatilis* mit Eiern in Uteri vorgefunden, was auf die Möglichkeit einer geringeren Wirtsspezifität des Parasiten als zuvor angenommen oder auf eine vorzeitige Reifung (Progenese) aufgrund von ökologischen Bedingungen schließen lässt.

Mithilfe der Parasitenfaunen konnte für jede Fischart eine Präferenz für eine Gewässerzone aufgezeigt werden. Dabei konnte für die Güster (*B. bjoerkna*) eine Lebensweise im Litoral nachgewiesen werden, während der Ukelei (*A. alburnus*) das Pelagial als Lebensraum präferierte. Die Schleie (*T. tinca*) wurde anhand der vorgefundenen Parasitenfauna als Fisch des Benthals definiert. Für die Rotfeder (*S. erythrophthalmus*) konnte die größte Artendiversität aufgezeigt werden, was unmittelbar mit der simultanen Nutzung diverser Habitate im Gewässer zusammenhängt. Bei dem Blei (*A. brama*) konnten mithilfe der Multivariaten Analyse sowie der Kategorisierung anhand der parasitären Großgruppen eine hohe Übereinstimmung mit der Parasitenfauna des Ukeleis aufgezeigt werden. Die unterschiedlichen Habitatspräferenzen der beiden Fischarten im Gewässer standen jedoch im Widerspruch zu den aus der statistischen Analyse erzielten Ergebnissen.

Generell wurde die Parasitenfauna im Malchiner See durch generalistische Parasitenarten mit einem mehrwirtigen (heteroxenen) Lebenszyklus dominiert, wobei Copepoden und Oligochaeten zu den häufigsten Zwischenwirten gehörten. In Kombination mit dem hohen Aufkommen an Gastropoden, was sich aus dem intensiven Befall mit den Digenea der Gattungen *Tylodelphys*, *Diplostomum* und *Posthodiplostomum* ableiten lässt, konnte für den Malchiner See eine Gewässereutrophierung bei einer hohen Habitatsvielfalt aufgezeigt werden.

Das Rotauges (*R. rutilus*) konnte dazu verwendet werden, die Parasitierung in nordeuropäischen Binnengewässern zu erfassen. Die Auswertung von Vorarbeiten in Nordrhein-Westfalen, kombiniert mit weiteren Studien, ergab die Dominanz von weit verbreiteten und wenig wirtsspezifischen (generalistischen) Parasitenarten in nordeuropäischen Süßgewässern. Dabei wird das Vorherrschen der Generalisten von vielen Autoren oft auf die Eutrophierung sowie die anthropogene Belastung der Süßgewässer zurückgeführt. Im Rahmen dieser Arbeit konnte aufgezeigt werden, dass die Parasitenfauna des Rotauges bereits in den Untersuchungen von Dogiel et al. (1958) in Binnengewässern Russlands durch weit verbreitete und generalistische Parasitenarten geprägt war. Zusätzlich konnte die Übertragbarkeit der hier erzielten Ergebnisse auf Binnengewässer in Nordeuropa aufgezeigt werden. Durch die charakteristische Parasitenzusammensetzung kann *R. rutilus* als Indikatororganismus für die Gewässertypisierung verwendet werden, wodurch ihm Rahmen der vorliegenden Arbeit Kleingewässer, mittelgroße Seen und Großseen sowie Kanäle, Talsperren und Fließgewässer kategorisiert werden konnten. Dabei konnte durch die Dominanz der Dactylogyriden innerhalb der Parasitenfauna von *R. rutilus* im Baltezers See, Lettland, das Vorherrschen von Seitenkanälen in dem untersuchten Gewässersystem aufgezeigt werden. Damit konnten Aussagen aus den Vorarbeiten in NRW insbesondere von Rohde (2012) auf die hier erzielten Ergebnisse angewendet und erweitert werden.

Das Ziel dieser Untersuchung war es, das in Mecklenburg-Vorpommern offensichtlich unterrepräsentierte Fachgebiet der Fischparasitologie durch eine detaillierte Aufarbeitung zu kompensieren. Neben der Erarbeitung präziserer Identifikationsmethoden für die Ektoparasiten der Gattungen *Argulus*, *Ergasilus*, *Diplozoon* und *Paradiplozoon* mit einem hohen Schadpotenzial für Fische, insbesondere in Aufzuchtanlagen, konnte die Wichtigkeit solcher Forschungsarbeit durch einen seltenen Fund eines humanpathogenen Fadenwurms akzentuiert werden. Die gewonnenen Ergebnisse tragen zur Optimierung der Bekämpfung von Krankheitserregern in Fischereiwirtschaften und Aquakulturanlagen des Bundeslandes Mecklenburg-Vorpommern bei und sind vollständig übertragbar auf andere nordeuropäische Ökosysteme. Zudem hat die vorgefundene Parasitenfauna der zehn untersuchten Süßwasserfische in Kombination mit ökologischen Fragestellungen eine hohe Relevanz für zukünftige Forschungsarbeiten auf dem Gebiet der aquatischen Parasitologie und Ökologie.

Abstract

Pikalov E. (2017): Fish parasites in Mecklenburg-West Pomerania and North European freshwater bodies.

Ph.D. Thesis, Faculty of Mathematics and Science, University of Rostock, 122pages.

During the present study a total of 375 freshwater fishes belonging to ten species (*Abramis brama* (bream), *Alburnus alburnus* (bleak), *Anguilla anguilla* (eel), *Blicca bjoerkna* (silver bream), *Carassius gibelio* (prussian carp), *Gymnocephalus cernua* (ruffe), *Perca fluviatilis* (perch), *Rutilus rutilus* (roach), *Scardinius erythrophthalmus* (rudd) and *Tinca tinca* (tench)) were investigated. These are the most common freshwater fish species in Mecklenburg-West Pomerania and were sampled from the Lake Malchin in 2011. For an overview of the parasite distribution in different freshwater habitats, roach (*R. rutilus*) was additionally sampled from the Latvian Lake Baltezers (near Riga) in 2013 and from Lake Hohen Spreng (also in Mecklenburg-West Pomerania) in 2014. In total 74 parasite species, 11 protozoan and 63 metazoan, were detected. The parasites belong to the taxa Ciliophora (11), Myxozoa (6), Digenea (14), Monogenea (14), Cestoda (11), Nematoda (11), Acanthocephala (1), Hirudinea (2), Crustacea (3) and Bivalvia (1), whereby new host and locality records for German inland waters could be provided.

For the well-studied European eel (*A. anguilla*) a new host record, the tapeworm *Proteocephalus sagittus*, was identified by taxonomy and molecular genetic analysis. In ruffe (*G. cernua*) besides a new host record of the leech *Helobdella stagnalis*, the human pathogen roundworm *Eustrongylides tubifex* was detected. Furthermore, the protozoan *Trichodina puytoraci*, which is characteristic for mullets (Fam. Mugilidae) and highly pathogenic especially for juvenile fish, was detected on bleak (*A. alburnus*). A neozoic and highly fish pathogenic Monogenea *Ancyrocephalus percae* was detected from the commercially important perch (*P. fluviatilis*) for the first time in inland waters of northern Germany. The widely distributed carp lice *Argulus foliaceus* is not only a pathogenic ectoparasite for different freshwater fish species, but also acts as vector for the transmission of the roundworm *Skrjabillanus tincae*. The analysis of the developmental stage of the Digenea *Azygia lucii* in the fish host reveals gaps in knowledge. This Digenea matures in its definitive host, the pike (*Esox lucius*), but could be isolated in the present study from its paratenic/ subsidiary hosts *A. anguilla*, *G. cernua* and *P. fluviatilis* with mature eggs in the uteri. This finding implies the possibility of a lower host specificity of the parasite than previously assumed. Another possible explanation is the premature ripening (progenesis) of the parasite due to ecological conditions.

The parasite fauna of the studied fishes was used to reveal their habitat preferences within the waterbody. For the silver bream (*B. bjoerkna*) a littoral way of life could be shown, while bleak (*A. alburnus*) preferred the pelagial zone. Tench (*T. tinca*) was defined as a characteristic fish of the benthal zone. In rudd (*S. erythrophthalmus*), the most diverse parasite fauna could be detected, which directly correlates with its simultaneous use of different habitats within the waterbody. The multivariate analysis, as well as the categorisation of the fish species by the use of their parasitic taxa, has shown a high number of matches between the parasite fauna of bream (*A. brama*) and bleak (*A. alburnus*). The evaluation of the habitat preferences of this two fish species within the waterbody was contrary concerning obtained results of the statistical analysis.

In general, the parasite fauna of the fishes in Lake Malchin was dominated by generalistic parasite species with heteroxenous life cycles. Copepoda and oligochaeta were the most frequent intermediate hosts within the respective waterbody. The intense infection with Digenea of the genera *Tylodelphys*, *Diplostomum* and *Posthodiplostomum* shows a high abundance of gastropods, which serve as first intermediate hosts.

Consequently, for the Lake Malchin eutrophication in combination with a high diversity of habitats within the lake were shown.

The parasite fauna of roach (*R. rutilus*) was utilized to acquire the parasitisation of fishes in North European inland waters. The analysis of the previous studies in North Rhine-Westphalia (Germany) as well as of further researches resulted in the dominance of widely distributed and less specific (generalistic) parasite species in North European waterbodies. The predominance of generalists was often linked in literature to eutrophication as well as to the anthropogenic load of freshwater bodies. Dogiel et al. (1958) have already demonstrated, that the parasite fauna of roach in inland waterbodies in Russia was characterised by widely distributed and generalistic parasite species, as this could be confirmed in the present study. Furthermore, the transferability of the achieved results on different freshwater habitats in North Europe was revealed. The characteristic parasite fauna of *R. rutilus* can be used to indicate the type of a waterbody. The present study demonstrates the possibility of categorisation of waterbodies with the help of the parasite fauna of roach in “small waterbodies”, “medium sized lakes”, “large lakes” as well as “channels”, “dam systems” and “rivers”. In particular, the dominance of dactylogyrids in the parasite fauna of roach in Lake Baltezers, Latvia demonstrated the dominance of channels associated to the examined water systems. Thus, achieved results in the study of Rohde (2012) had been effectively implemented and extended in the present examination.

The purpose of this detailed investigation was to compensate the underrepresented field of fish parasitology in Mecklenburg-West Pomerania. Beside the development of precise identification methods for ectoparasites of the genera *Argulus*, *Ergasilus*, *Diplozoon* and *Paradiplozoon*, which have a high damage potential to fishes especially in farms, the importance of this research was shown by the discovery of a human pathogenic roundworm. The achieved results are transferable to other North European ecosystems. Moreover, the results improve the control of pathogens in fishery industry and aquaculture in Mecklenburg-West Pomerania. The detected parasite fauna, combined with ecological issues, has a high relevance for future work in the field of aquatic parasitology and ecology.

1. Einleitung

In der Ätiologie, der Lehre über die Entstehung von Krankheiten, lassen sich die Fischkrankheiten anhand ihrer Pathogene in Parasitosen, Bakteriosen, Virose und Mykosen unterscheiden, wobei die Ursache nur selten in einem einzigen Faktor zu suchen ist. Verschiebt sich der physiologische Zustand des Fisches (Ernährungsmangel, geschwächtes Immunsystem) zu Gunsten des Verursachers, kann eine Krankheit ausgelöst und durch umweltbedingte Begleitfaktoren (Wasserqualität, Temperatur) verstärkt werden. Unter natürlichen Gegebenheiten zählen Parasiten und Bakterien zu den häufigsten Krankheitserregern (Schäperclaus 1979, Körting 2006).

Der Begriff des Parasiten wurde in der griechischen Antike (*parasitos* = Beisitzer) ursprünglich für den sogenannten Vorkoster verwendet, welcher an adligen Höfen Speisen probierte, um Vergiftungen auszuschließen. Der so auf Kosten anderer lebende *parasitos* wurde einerseits beneidet und andererseits als „Schmarotzer“ bezeichnet. So ist der Begriff seither negativ belegt und wird heutzutage für Lebewesen angewendet, welche nach Looss „in oder auf anderen Organismen leben und sich von deren Körpersubstanzen, Körpersäften oder Darminhalt ernähren“ (Dönges 1988). Die Hauptschadwirkungen des Parasiten werden dabei durch mechanische, nutritive und toxische Insulte induziert (Hiepe 2000). Die Eingrenzung des Begriffs auf Organismen, welche von einem artfremden Wirt profitieren, ist dabei unabdingbar. Auf diese Weise werden Interaktionen zwischen artgleichen Lebewesen oder gar Eltern und ihren Nachkommen, bei welchen oft die Vorteile ungleich verteilt sind, von dieser Definition ausgeschlossen (Lucius & Loos-Frank 2008).

Der Parasitismus ist ein essentieller Bestandteil in jedem Ökosystem, denn dieser beschränkt sich nicht auf bestimmte Gruppen von Lebewesen, sondern ist bei Mikroorganismen, im Pflanzen- und Tierreich sowie beim Menschen mit einer enormen Vielfalt anzutreffen. Man geht davon aus, dass von ca. 1,35 Millionen bekannter Spezies des Tierreichs ca. 0,42 Millionen in einem mehr oder weniger parasitären Verhältnis leben (Windsor 1998, Begon et al. 2005, Hiepe et al. 2006). Aufgrund ihrer enormen Gesamtbiomasse spielen die Parasiten eine zentrale Rolle in sämtlichen Lebensgemeinschaften und können als **Regulative** bezeichnet werden, da sie in der Lage sind, strukturelle Einflüsse auf ganze Ökosysteme zu nehmen (Lafferty et al. 2006a, Lafferty 2008a, Sukhdeo 2010). Laut mehrerer Studien ist ein Ökosystem nicht vollständig zu verstehen, ohne dass man die parasitären Nahrungsketten mit berücksichtigt (Arias-González & Morand 2006, Lafferty et al. 2006a,b, 2008a, Lafferty & Kuris 2009).

Parasiten durchwandern nahezu alle **Nahrungsnetze** und Trophiestufen (Marcogliese 2005) und ermöglichen es, Einblicke in die Interaktionen zwischen den Wirten und ihren Nährtieren zu erlangen. Die komplexen Lebenszyklen parasitisch lebender Tiere implizieren ihre ontogenetische Entwicklung, Habitat-, Wirts- und Nischenwechsel mit freilebenden oder parasitischen Stadien (Marcogliese 1995). Mithilfe ihrer Lebenszyklen sind die Parasiten in der Lage, einen Bogen zwischen den aquatischen (benthische und planktische Invertebraten) und terrestrischen Lebewesen (wie z. B. Vögel und Säugetiere) zu spannen. So bleibt die Nutzung der Parasitenfauna für die Bewertung der kurz- und langfristigen Veränderungen in einem Ökosystem unabdingbar.

Die aquatische Parasitologie ist ein aktuelles Forschungsgebiet. Immer mehr Studien befassen sich mit Parasitenfaunen von Fischen in unterschiedlichen Gewässertypen, um einen Beitrag zum Verständnis der Fischgesundheit zu leisten (Palm 2011a). Die hohe Bedeutung der Parasiten in der aquatischen Biodiversität wird mithilfe von umfassenden **Wirts-Parasitenlisten** vieler Studien belegt (Palm 2011b). Die weltweiten

Checklisten reflektieren die enorme Parasitendiversität, z. B. in Kanada (Margolis & Arthur 1979), Australien (Beumer et al. 1983), Nordasien (Pugachev 2001, 2002, 2003), Bangladesch (Arthur & Ahmed 2002), den Philippinen (Arthur & Lumanlan-Mayo 1997), Lettland (Kirjusina & Vismanis 2007), in der Tiefsee (Klimpel et al. 2009) und im zentralen Pazifik um Hawaii (Palm & Bray 2014). Insbesondere in den tropischen Gewässern ist die Biodiversität der Fischparasiten um ein Vielfaches größer als in den höheren bzw. tieferen Breitengraden (Obiekezie et al. 1992, Palm et al. 1994, Palm 1997, Palm & Bray 2014). Die Fischfauna von Hawaii ist zu 20% auf ihren Parasitenbefall untersucht und gehört damit zu der meisterforschten marinen Region auf diesem Gebiet. Insgesamt über 8% der gesamten Hawaii-Fauna (die Insekten ausgenommen) setzt sich aus Fischparasiten zusammen, was für eine enorme Parasitendiversität in diesem Gebiet steht. Im Rahmen ihrer Studie kalkulierten Palm und Bray 3,2 metazoische Parasitenarten pro Fisch statt den üblich geschätzten 2,2 Parasitenarten (Palm & Bray 2014) und bekräftigten die Annahme einer hoher Parasitendiversität in den Tropen im Vergleich zu nordeuropäischen Gewässern.

1.1 Historische Entwicklung der Fischparasitologie

Der Begründer der modernen Parasitologie ist der Mediziner Rudolf Leuckart (1822-1898). Er war der Erste, der den Versuch unternahm, die tierischen Parasiten zu charakterisieren und die Besonderheiten zu bestimmen, die sie von den freilebenden Organismen unterscheiden. Folglich ist nach Leuckart das hauptsächliche Unterscheidungsmerkmal für einen Parasiten in seiner Ernährungsweise zu sehen, denn er tötet sein Opfer nicht, sondern ernährt sich von ihm mit einem einseitigen Nutzen (Leuckart 1863). McGregor (1963) fasste die bis dahin veröffentlichten Untersuchungen zu Parasiten und Krankheiten der Fische in „Publications on fish parasites and diseases 330 B.C.-A.D. 1923“ zusammen, wobei etwa 400 der aufgelisteten Referenzen von Fischparasiten handeln. Besonders hervorzuheben ist dabei die Erstbeschreibung des Riemenbandwurms *Ligula intestinalis* L. im 1758 veröffentlichten Werk „Systema Naturae“ von Carl von Linnaeus. Noch vor 1800 erschienen weitere Parasitenbeschreibungen, die jedoch unzureichend ausgearbeitet waren. Bekannt ist allerdings, dass die Gruppe der Bandwürmer (Cestoda), insbesondere die Ordnungen der Trypanorhyncha und Tetraphyllidea sowie die Gattung *Triaenophorus*, zuerst beschrieben wurden. Laut Southwell (1930) gelang dem Helminthologen Francesco Redi im Jahre 1684 die Entdeckung des ersten Rüsselbandwurms (Trypanorhyncha) in diversen Organen des Glasauges (*Argentina sphyraena* L.). Weitere Beschreibungen fanden unter anderem durch Goeze (1782) und Bosc (1797) statt, wobei die detaillierte Historie der Entwicklung von trypanorhynchen Cestoden von Vaullegeard (1899) und anschließend von Southwell (1929a,b, 1930) erarbeitet wurde. Darauf folgend wurden in der ersten Hälfte des 19. Jh. die Parasitengruppen Trematoda (Aspidogastrea und Digenea), Monogenea, Cestoda, Nematoda und Acanthocephala beschrieben (Williams & Jones 1994).

Im deutschsprachigen Raum hat die Lehre von Fischkrankheiten eine lange Tradition. Dabei zählt Maximilian Braun (1850-1930) zu den Pionieren in der Fischparasitologie. Seine europaweit ersten Veröffentlichungen über Trematoden und Cestoden der Fische erschienen bereits 1859-1901 im mehrbändigen Werk von Dr. H. G. Bronn „Klassen und Ordnungen des Thier-Reichs“. Umso nennenswerter ist die in diesen Veröffentlichungszeitraum fallende Berufung Brauns zur Professur für Zoologie an die Universität Rostock zwischen 1886 und 1891. Erst rund 40 Jahre später lieferte Otto Fuhrmann weitere exzellente Beschreibungen von Trematoden und Cestoden in Kükenthahls und Krumbachs „Handbuch der Zoologie“ (1928-1933). Die

ersten Lehrbücher zu Fischkrankheiten verfasste Hofer bereits im Jahre 1906, gefolgt von Plehn (1924) und Schäperclaus (1935). Der Forschungsschwerpunkt aller drei Werke lag dabei in der Krankheitslehre der Süßwasserfische, begründet durch die florierende Fischproduktion (Kinne 1984). In der Gesamtheit bildeten die zu dieser Zeit zahlreich erschienenen deutschen Werke europaweit den Ursprung der Erforschung der Fischparasitologie. Französische Veröffentlichungen von Joyeux & Baer (1936) in „Faune de France“ und von Baer & Euzet (1961) oder Baer & Joyeux (1961) in „Traité de Zoologie“ sowie die von Golvan (1969) beschriebene Systematik der Acanthocephalen trugen ebenfalls zur Entwicklung der Parasitologie in Europa bei. Weltweit gehören die Werke des japanischen Forschers Yamaguti „Systema Helminthum“ (1958-1963) zu den wertvollsten und umfassendsten Darstellungen mehrzelliger Parasiten. Auf nationaler Ebene wurde die Identifizierung lokaler Parasitenfaunen einheimischer Fischarten in diversen Werken zusammengefasst, z. B. in „The Trematoda of British fishes“ von Dawes (1947), „Guide to the parasites of fishes of Canada“ von Margolis & Kabata (1984-1996) und „Parasites of North American Freshwater Fishes“ von Hoffmann (1967, 1999).

Ab den 1960er Jahren bekommen die Untersuchungen aus der ehemaligen Sowjetunion einen besonderen Stellenwert und gehören dank ihres enormen Umfangs laut Hoffmann (1999) zu den Hauptwerken in der allgemeinen Fischparasitologie. Insbesondere die detaillierten Studien von Valentin Dogiel (z. B. Dogiel et al. 1958, Dogiel 1964) legten den Grundstein für die Erforschung der Parasiten von Fischen und anderen Vertebraten in Osteuropa. In dem Werk „Grundlagen der Parasitologie der Fische“ wurden Daten der parasitologisch untersuchten Fische der wichtigsten Flüsse, der größten Seen und angrenzender Meere Russlands veröffentlicht und aus ökologischen Gesichtspunkten beleuchtet. Einer der Schüler und Nachfolger Dogiels ist Oleg Bauer, seine Veröffentlichungen aus dem Jahr 1961a,b machten erstmals laut Fijan (1981) die ichthyoparasitologischen Arbeiten der ehemaligen Sowjetunion der „westlichen Welt“ zugänglich. Im Anschluss folgten wichtige Arbeiten von Oleg Bauer aus den Jahren 1984, 1985 und 1987 aber auch Bauer et al. (1959, 1977), welche größtenteils in russischer Sprache blieben. Die häufig zitierte Irina Bykhovskaya-Pavlovskaya lieferte unter anderem in Bykhovskaya-Pavlovskaya et al. (1962) den Bestimmungsschlüssel für Parasiten der Süßwasserfische russischer Binnengewässer, wobei die zuvor genannte Literatur dafür die Grundlage bildete. Weitere Arbeiten im nordeuropäischen Raum wie „Parasites of Fish of the Barents Sea“ von Polyanskii (1955) und der umfangreiche Bestimmungsschlüssel der Süßwasserfischparasiten der UdSSR von Pavlovskii (1964) zeugen vom hohen Niveau der dortigen Forschung. Als schwierig erwies sich bisher die weltweite Verbreitung von russischen Veröffentlichungen aufgrund von mangelnden Übersetzungen in die englische Sprache. Diese Sprachbarriere bedeutet einen enormen Verlust wertvoller Daten und macht für viele Wissenschaftler diese Literatur schwer zugänglich (Möller & Anders 1983).

Chappell & Owen (1969) berichten über unveröffentlichtes Material in Großbritannien und kritisieren den daraus resultierenden Datenverlust für die Wissenschaft. Folglich zählt die parasitologische Untersuchung von Chappell und Owen an 27 Süßwasserfischen mit einem Befund von insgesamt 93 Parasitenarten zu den ersten umfangreicheren Berichten aus Großbritannien. Die gleichzeitige Entwicklung der ichthyoparasitologischen Forschung in Großbritannien und Russland unterstreicht Kennedy in einer Publikation aus dem Jahr 1970. Etwa zur gleichen Zeit fasste Chubb (1970) mehrere britische Studien zusammen, um die Determinanten der Verbreitung von Fischparasiten in Abhängigkeit vom Wirtstier und der Umwelt zu diskutieren.

Die Fischparasitenfauna des Nordatlantiks wurde 1983 durch Möller & Anders am Institut für Meereskunde der Universität Kiel in einem Lehrbuchformat aufgearbeitet. Einen Schwerpunkt bildeten dabei Themengebiete

wie Ökologie und Systematik von marinen Fischparasiten. Präzisiert wurde die Parasitenfauna nordeuropäischer Küstengewässer in einer Checkliste von Harry W. Palm, einem Schüler von Heino Möller. In Palm et al. (1999) wurden so unter anderem die seit 1975 am Institut für Meereskunde laufenden Forschungsergebnisse über die örtliche Parasitenfauna aufgearbeitet. Dabei wurden 191 metazoische Parasitenarten in 62 Meer- und Süßwasserfischarten der deutschen Nord- und Ostseeküste genannt, welche die große Bedeutung der Parasitengemeinschaft auch in den deutschen Küstengewässern unterstreichen. Im Kaliningrader Gebiet, welches vor 1945 zu Ostpreußen gehörte, fanden bereits 1909 durch Wegener, Szidat (1926, 1943) und Vogel (1929) parasitologische Untersuchungen in den Küsten- und Binnengewässern statt. Mittlerweile konnten zum Beispiel allein im Kurischen Haff 243 und im Vishtynetskoye See 155 Parasitenarten nachgewiesen werden (Shibaev et al. 2008, Tilik & Shibaev 2008).

In den letzten 30 Jahren ist europaweit ein enormer Anstieg an wissenschaftlichen Veröffentlichungen, Büchern, Monographien, taxonomischen Arbeiten und Checklisten von Fischparasiten zu verzeichnen (z. B. Kabata 1979, Grabda 1991, Lom & Dykova 1992, Moravec 1994, Williams & Jones 1994, Bush et al. 1997, Anderson 2000, Moravec 2001, Gibson et al. 2002, Rohde 2005). Legt man den Fokus auf deutsche Wissenschaftler, kann das fünfbandige Fachbuch „Diseases of marine animals“ (1980-1990) vom Meeresbiologen Otto Kinne hervorgehoben werden. Der erste Teil des vierten Bandes handelt exklusiv von Fischkrankheiten und kann hier mit aus der gleichen Zeitperiode stammenden Werken von Amlacher (1976) und Reichenbach-Klinke (1966) aufgeführt werden. Als Beispiel für die moderne Fachliteratur können taxonomische Arbeiten von Palm (2004) „The Trypanorhyncha“, die Fachliteratur zu „Parasiten des Fischfilets“ von Priebe (2007) oder wissenschaftliche Veröffentlichungen von Sures (2001), Palm & Rückert (2009) und Zander (2013) genannt werden.

Der starken Entwicklung auf dem Gebiet der Fischparasitologie liegen Faktoren wie die weltweit zunehmende Industrialisierung und Globalisierung zugrunde. Diese Entwicklung führt andererseits dazu, dass die aquatischen Ökosysteme verstärkt den anthropogenen Einflüssen ausgesetzt werden. Gleichzeitig wird eine nachhaltige Fischzucht angestrebt, um den steigenden Ernährungsbedarf der wachsenden Weltbevölkerung zu decken. Die daraus resultierenden Gewässerverschmutzungen und humanpathogene Parasitosen machen eine kontinuierliche Forschung auf diesem Gebiet unverzichtbar, denn das fortwährende Bewirtschaften der deutschen Binnengewässer und Süßwasserfische kann nur unter der Berücksichtigung ihrer Parasitenfauna gewährleistet werden.

1.2 Wesentliche Einflussfaktoren zum Auftreten von Fischparasiten

Zum besseren Verständnis funktioneller Zusammenhänge werden die Parasiten in verschiedene Kategorien eingeteilt. Gemäß ihrer Lokalisation lassen sich die Parasiten in **Ekto-, Meso- und Endoparasiten** differenzieren. Ektoparasiten haben ihren Sitz außen am Wirt, sie stehen in einem direkten Kontakt mit der Umwelt und können temporär (z. B. Crustacea) oder stationär (Monogenea) parasitieren, während Mesoparasiten wie Copepoden in der Lage sind, mit dem anterioren Teil (Endosoma) in den Wirtskörper einzudringen. Allen Ektoparasiten gemein ist die direkte Abhängigkeit vom äußeren Milieu, welchem sie genau wie ihre Wirte ausgesetzt sind. Die Endoparasiten dagegen, wie z. B. Vertreter der Helminthengruppen Digenea, Cestoda, Nematoda und Acanthocephala, leben im Wirtsinneren und nutzen unterschiedliche Energiequellen (Zander 1998).

Ein besonderes Kennzeichen der Parasiten ist, dass ihr Habitat ein lebender Organismus ist, welcher wiederum von abiotischen Faktoren geprägt wird. Daher ist es wichtig, zwischen dem **Makro- und Mikrohabitat** eines Parasiten zu unterscheiden. Ersteres kennzeichnet das Biotop des Wirtes, in welchem der Parasit ebenfalls vorkommt. So ist es möglich, dass der Habitatsbereich der Fische und ihrer Parasiten nicht deckungsgleich ist und in bestimmten Gebieten eine Parasitenart trotz ihres Wirtvorkommens nicht präsent ist. Als Mikrohabitat wird der spezielle Aufenthaltsort des Parasiten auf oder im Wirt bezeichnet, womit gleichzeitig eine bestimmte Präferenz des Parasiten für ein bestimmtes Organ präzisiert wird (Rohde 1982, 2005, Zander 1998).

Ursprünglich stammen die Parasiten von freilebenden Vorfahren ab. Im Verlauf ihrer Evolution entstand jedoch eine Vielfalt zum Teil komplizierter Lebenszyklen mit alternierenden parasitischen und freilebenden Phasen (Tenter 2006). Benötigt ein Parasit für seine gesamte Entwicklung einen Wirt, wird sein Lebenszyklus als direkt oder **monoxen** (einwirtig) bezeichnet. Die mehrwirtigen, also **heteroxenen** Parasitenarten hingegen müssen einen Wirtswechsel vollziehen, wobei ihr Lebenszyklus indirekt genannt wird. Dieser ist im Entwicklungszyklus des Parasiten vom großen Vorteil. Auf diese Weise wird einerseits eine Nutzung verschiedener Nahrungsquellen gewährleistet, andererseits kommt es zur Steigerung der Vermehrungs- und Verbreitungschancen, wovon die Infektion des Endwirtes abhängt. Meist tritt nur ein **Endwirt** (z. B. Prädator) auf, in welchem der Parasit seine Geschlechtsreife erlangt, die ungeschlechtliche Vermehrung findet dabei in den sogenannten **Zwischenwirten** statt (Mehlhorn & Piekarski 2002).

Viele Parasiten sind streng wirtsspezifisch, vor allem die höher entwickelten Metazoa (mehrzellige Parasiten), insbesondere die Monogenea. Einzellige Parasiten (Protozoa) dagegen können bei unterschiedlichen Fischarten schmarotzen (Rapp 2010). Die evolutionäre Anpassung der Parasiten an ihre Wirtstiere führte zu Spezialisierungen entweder auf Familien-, Gattungs- oder Artniveau oder beschränkte sich auf bestimmte Populationen des Wirtes. Laut Poulin (1992a) ist die Wirtsspezifität von der Anzahl an Zwischenwirten und dem Infektionsweg abhängig. Die sogenannten **Spezialisten** entwickelten sich aus einer engen Koevolution des Parasit-Wirt-Verhältnisses, wobei dem Wirt trotz optimaler Existenzbedingungen für den Parasiten nur ein geringer Schaden zugefügt werden darf (Zander 1998). Die **Generalisten** dagegen sind nicht wirtsspezifisch und in der Lage, einen häufigen Wirtswechsel zu vollziehen. Während also z. B. die Digenea den Fisch durch Nahrung infizieren und oft zu den Generalisten zählen, gehören die Monogeneen, welche sich aktiv an den Wirt heften, oft zu den Spezialisten (Poulin 1992a, Zander 1998).

Eine solche Einteilung der Parasitenfauna lässt Rückschlüsse auf das Alter und die Qualität eines Lebensraumes zu. So kann die Anzahl an Spezialisten in einem Gewässer, welches kürzlich zum Beispiel durch Eutrophierung verändert wurde, dezimiert werden. Der Grund sind die obligaten Wirtstiere, durch deren Fehlen der Lebenszyklus des Parasiten unterbrochen wird. Zudem sind die Spezialisten bei solchen ökosystemaren Veränderungen der zunehmenden Konkurrenz der Generalisten unterlegen (Poulin 1992a, Dusek et al. 1998, Zander 1998). Die Verbreitung der Generalisten und Spezialisten ist vom Breitengrad abhängig. Laut Valtonen et al. (2001) wird eine verarmte Parasitenfauna von Generalisten dominiert, eine diverse Fauna wie in den Tropen beinhaltet beide, wobei die Spezialisten überwiegen. Die typische Parasitenfauna der nordeuropäischen Gewässer wird demnach durch generalistische Parasitenarten geprägt (Palm et al. 1999). Eine geringe Parasitendiversität sowie eine Angleichung der Parasitenfauna unter den nordeuropäischen Fischarten sind die

Folgen. Zudem sind generalistische Parasiten durch ihre schnelle Anpassungsfähigkeit in der Lage, bei wechselnden Umweltbedingungen zu überleben und so instabile Ökosysteme zu indizieren (Lafferty 2008a).

1.3 Nutzung der Fischparasiten als Bioindikatoren

Parasitosen werden durch ein Mosaik von Faktoren wie Ernährung, Temperatur und Wasserqualität, aber auch durch die Präsenz von anderen Infektionen ausgelöst (Körting 2006). Laut MacKenzie et al. (1995) haben weit über 100 Publikationen seit den 1980er Jahren den Zusammenhang zwischen den Parasitosen und **Umweltverschmutzungen** untersucht (z. B. Amjad & Gray 1983, Khan & Thulin 1991, Poulin 1992b, Lafferty 1997, Overstreet 1997, Broeg et al. 1999, Lafferty & Kuris 1999, MacKenzie 1999, Sures et al. 1999b, Sures 2001, 2003, Williams & MacKenzie 2003, Sures 2004, Marcogliese 2005, Blana et al. 2009, Palm & Rückert 2009, Vidal-Martinez et al. 2009, Palm 2011a, Rohde & Palm 2011, Kleinertz et al. 2014, Salzmann et al. 2014, Kleinertz & Palm 2015, Neubert et al. 2016, Sures et al. 2017). Der negative Einfluss anthropogen bedingter Veränderungen auf die **Fischgesundheit** und damit einhergehende Immunschwächen des Fisches sind unter anderem durch Austin (2007) und Barker et al. (1994) nachgewiesen worden. In der Parasit-Wirt-Interaktion sind die Toleranz und die Resistenz des Wirtes gegen die Parasiten und Pathogene der Umgebung von besonderer Bedeutung. Diese Faktoren beeinflussen die Fitness der Wirtstiere und unterliegen ständigen Veränderungen (Behrmann-Godel 2011). Toxische Gewässerverschmutzungen können zu Verhaltensstörungen bei aquatischen Lebewesen führen. So ändern Fische ihre Fressgewohnheiten, was wiederum in die natürliche Zusammensetzung der Parasitenfauna eingreift. Toxine greifen das Immunsystem sowie die schützende Schleimschicht der Fische an, eine schwächere Parasitenabwehr und somit eine Akkumulation von Parasiten können die Folgen sein (Poulin 1992b, Austin 2007). Als Beispiel dient der Bericht von Sandstrom (1994) über die Schäden küstennaher Fischbestände in der Ostsee durch verschmutztes Fabrikabwasser. Zwischen 1982 und 1987 wurden zunehmend Fischsterben und Abnormitäten in den Beständen, Fehlentwicklungen der Gonaden oder mangelnde Qualität der Fischlarven gemeldet.

Die erste Nutzung von Fischparasiten als Bioindikatoren fand durch Herrington et al. (1939) statt. Dabei wurde ein Parasit der Gruppe Crustacea als biologischer Marker bei einer Untersuchung von Populationen mariner Fische im Nordatlantik eingesetzt. Anschließend folgten Studien von MacKenzie (MacKenzie 1987, 2002, MacKenzie & Abaunza 1998), Khan & Tuck (1995), Mosquera et al. (2000), Castro-Pampillon et al. (2002) und Luque et al. (2010). Die Anwendungen von Fischparasiten bezogen sich dort unter anderem auf die Unterscheidung von Fischbeständen. Die Untersuchung von Diamant et al. (1999) und Dzikowski et al. (2003a) zeigten auf, dass Endoparasiten mit komplexen, heteroxenen Lebenszyklen stabile und unbelastete Gewässer bevorzugen. Die Belastung wirkt sich auf die potentiellen Zwischenwirte aus, die für das Vollziehen des Lebenszyklus notwendig sind. Hingegen bevorzugen Parasiten mit monoxenen Lebenszyklen, wie z. B. *Trichodina* spp. und parasitische Copepoda, eher verschmutzte Gewässer. Der Grund dafür ist einerseits, dass sich die trichodinen Ciliaten von Bakterien ernähren, welche in belasteten Gewässern in einer hohen Anzahl vorhanden sind. Andererseits sind Zwischenwirte für den direkten Lebenszyklus der Trichodinen und Copepoden nicht relevant. Folglich verringert sich laut Dzikowski et al. (2003a) die Anzahl an Parasitenarten mit einem heteroxenen Lebenszyklus in einem belasteten Gewässer, während die Anzahl der monoxenen Parasitenarten ansteigt. Betrachtet man das Verhältnis von Spezialisten zu Generalisten anhand der Monogenea (Gattungen *Dactylogyrus*, *Gyrodactylus* und *Paradiplozoon*) in einem verschmutzten Gewässer, so ergibt sich

laut Dusek et al. (1998) eine deutlich ärmere Spezialistenfauna. Das Gegenteil konnte für die Generalisten nachgewiesen werden, diese parasitierten bei diversen Fischarten auch in verschmutzten Gewässern.

Die Umweltveränderung an einem Gewässer können zwar durch Monitoring-Programme verschiedener Parameter wie der Wasserqualität (Phosphat, Nitrat, DOC) analysiert werden, regelmäßige Probennahmen sind dabei jedoch unabdingbar. Um langfristige Veränderungen dokumentieren zu können, kann die Verwendung der Fischparasiten als biologische Indikatororganismen von großem Nutzen sein.

Laut Palm (2011a) können die Bioindikatoren in drei unterschiedliche Kategorien eingeteilt werden: Akkumulations-Indikatoren, Effekt-Indikatoren und System-Indikatoren. Unter den **Akkumulations-Indikatoren** versteht man Endoparasiten wie z. B. *Acanthocephala (Pomphorhynchus laevis* Müller, 1776), welche die Schadstoffe wie Schwermetalle aus der Umgebung in einer höheren Konzentration als ihre Wirte akkumulieren können (Sures et al. 1994b, Sures & Taraschewski 1995, Sures 2001, 2003, Sures & Siddall 2003). Hingegen können erhöhte Prävalenzen und Intensitäten von *Trichodina* spp. als **Effekt-Indikatoren** bezeichnet werden, da diese die Erhöhung der Bakterienmasse in einem Gewässer indizieren (Palm & Dobberstein 1999, Palm & Rückert 2009). Im Fall der **System-Indikatoren** kann eine Veränderung in den Befallszahlen mit Parasiten eine Veränderung des ökologischen Zustands des Gewässers indizieren. Auch wenn es sich als schwierig erwiesen hat, aussagekräftige Wirt-Parasiten-Beziehungen zu finden, die eindeutig spezifische Umweltveränderungen indizieren können, schlägt MacKenzie (1999) vor, die Parasiten als Frühwarnsysteme für Verschmutzungen und ökosystemare Änderungen zu benutzen. Die sensiblen Transmissionswege der Parasiten, die bei geringen Veränderungen gestört werden, sind eher als gängige Monitoringprogramme in der Lage, die Änderungen im aquatischen System aufzuzeigen.

Der Einsatz der Fischparasiten als Bioindikatoren wird am Beispiel der Untersuchungen von Oros & Hanzelova (2009) im slowakischen Fluss Theiß besonders deutlich. Der Fluss ist durch eine Reihe von Naturkatastrophen im Jahr 2000 mit Zyaniden und Schwermetallen belastet worden, welche von nahegelegenen Fabrikanlagen entlassen wurden. Cunningham (2005) bezeichnete dieses Ereignis als die schlimmste Katastrophe seit Tschernobyl. Die Studie verglich die Parasitengemeinschaften zwischen dem belasteten Fluss Theiß und dem anthropogen wenig beeinflussten Fluss Latorica. Neben qualitativen und quantitativen Veränderungen in der Diversität der Helminthen war die Diversität der Parasiten-Wirts-Kombinationen im belasteten Fluss Theiß nur halb so groß wie im Fluss Latorica. Auffallend war der beachtliche Mangel im Artenreichtum, welcher in der Studie durch den verbliebenen Einfluss der Kontamination erklärt wurde. Die Süßwasserinvertebraten wie Bivalvia, Mollusca, Copepoda und Amphipoda sind den Einflüssen durch die Verschmutzung direkt ausgesetzt und können in Extremfällen aus dem Gewässer verschwinden. Das Fehlen der benötigten Zwischenwirte führt unweigerlich zum Fehlen der Helminthen. Besonders sensible Invertebraten können demnach in aquatischen Systemen zur Bioindikation verwendet werden (van Damme et al. 1984, Sheehan et al. 1984, Long et al. 2001) und die Umweltveränderungen besonders gut aufzeigen. Studien, die nach Naturkatastrophen durchgeführt wurden, dienen als Extrembeispiele und können besonders deutlich die Bandbreite der Anwendung von Fischparasiten als Indikatororganismen aufzeigen.

1.4 Parasitenfauna der nordeuropäischen Fische

Die meisten Studien zur Parasitenfauna von Fischen wurden nicht an den häufigsten Fischarten, sondern an den wirtschaftlich bedeutenden Arten durchgeführt. Im marinen Bereich fanden so seit den 1960er Jahren die Fischparasiten vom Dorsch (*Gadus morhua* L.) und Hering (*Clupea harengus* L.) ihre Anwendung in der Bioindikation. So konnten unter Zuhilfenahme der Parasitenfauna dieser kommerziellen Fischarten separate Fischbestände unterschieden werden (Polyansky & Kulemina 1963, Mackenzie 2008). In der Binnenfischerei entstand die Fischkrankheitslehre aus praktischen Bedürfnissen in der Fischzucht (Amlacher 1972). Heutzutage werden parasitologische Studien in Süßwassersystemen durch zahlreiche Untersuchungen an anthropogen veränderten Gewässern dominiert. Europaweit verursacht der Eingriff in das sensible Ökosystem den Rückgang der Fischbestände und macht die Fische zu den meistbedrohten Arten im Tierreich (Freyhof & Brooks 2011).

Die weite Verbreitung der **Cypriniden** führt zu dem, dass diese Fischgruppe ein häufiges Untersuchungsobjekt für parasitologische Studien darstellt. Zum anderen akkumulieren häufig vorkommende und omnivore Fischarten die meisten Parasitenarten (Dogiel et al. 1958, Kennedy et al. 1986, Poulin 1995, Simkova et al. 2001b). Die Karpfenartigen kommen überwiegend in eutrophen Gewässern vor (Chubb 1970) und ernähren sich zum größten Teil invertivor d. h. von wirbellosen Tieren wie Plankton, Mollusken und Insektenlarven aber auch herbivor und selten piscivor (Büsser & Tschumi 1987). Zu den typischen Parasitenarten zählen dabei die Augenwürmer (*Diplostomum spathaceum* Rudolphi, 1819, *Tylodelphys clavata* Nordmann, 1832), Doppeltierchen (*Diplozoon paradoxum* Nordmann, 1832 und *Paradiplozoon homoion* Bychowsky & Nagibina, 1959), der Riemenwurm (*Ligula intestinalis*) und die Karpfenlaus (*Argulus foliaceus* L.) (Chubb 1970, Balling & Pfeifer 1997a, Dzika 2002, Rakauskas & Blazelevicius 2009). Häufig werden die Cypriniden durch weitverbreitete Friedfische wie Rotaugen (*Rutilus rutilus* L.) und Bleie (*Abramis brama* L.) vertreten und in parasitologischen Studien mit dem ebenfalls häufig vorkommenden Flussbarsch (*Perca fluviatilis* L.) kombiniert (z. B. Eklöv & Persson 1995, Poulin & Valtonen 2002, Valtonen et al. 2003, Rückert et al. 2007, Sobecka & Slominska 2007, Rohde 2012). Die Untersuchungen an den wirtschaftlich wichtigen Perciden beleuchten hingegen die Parasitenfauna der Raubfische und komplettieren das Gesamtbild des untersuchten Ökosystems. Viele parasitäre Infektionszyklen werden erst dann vervollständigt, wenn infizierte Zwischenwirte von den Endwirten erbeutet werden. Durch die überwiegend piscivore Ernährungsweise ist die Parasitenfauna der Hechte (*Esox lucius* L.), Zander (*Sander lucioperca* L.) und Flussbarsche besonders konzentriert und resultiert in hohen Parasitenintensitäten. Zu den häufigen Parasitenarten der Perciden wie z. B. Flussbarsche und Zander zählen die Hakensaugwürmer *Ancyrocephalus paradoxus* Creplin, 1838, Saugwürmer *Bunodera lucioperca* (Müller, 1776), *Diplostomum* spp. und *Ichthyocotylurus* spp., der Bandwurm *Triaenophorus nodulus* (Pallas, 1781), der Fadenwurm *Camallanus lacustris* (Zoega, 1776) sowie der Kratzer *Acanthocephalus lucii* (Müller, 1776) (Andrews 1979, Balling & Pfeifer 1997a, Halmetoja et al. 2000).

Die Familie der **Anguillidae** wird europaweit überwiegend durch den Europäischen Aal (*A. anguilla*) vertreten. Die wirtschaftlichen und ökologischen Auswirkungen durch den Befall mit Viren, Bakterien und Parasiten stehen in der Aalwirtschaft an vorderster Stelle. Auf seiner Laichwanderung durch die Ostsee und die Binnengewässer wird der Aal von marinen und limnischen Parasiten befallen (Reimer 1970). Insgesamt wird die Parasitenfauna dieser katadromen Wanderfische jedoch stark durch den Schwimmblasenwurm *Anguillicoloides crassus* (Kuwahara Niimi & Itagaki, 1974) geprägt. Laut Jakob et al. (2009b) konnte dieser Parasit bereits in 25

europäischen Ländern nachgewiesen werden. Die Übertragung von *A. crassus* findet durch paratenische Zwischenwirte, auch **Stapelwirte** genannt, statt. Bisher sind mehr als 30 verschiedene Stapelwirte bekannt, welche mit dem dritten oder vierten Larvenstadium von *A. crassus* befallen werden (Krüger et al. 1998). Durch Beutefische wie z. B. Bleie (*Abramis brama*), Flussbarsche (*P. fluviatilis*), Güstern (*Blicca bjoerkna* L.), Kaulbarsche (*Gymnocephalus cernua* L.) oder Ukeleie (*Alburnus alburnus* L.) kann der Aal gleichzeitig mit mehreren *A. crassus*-Larven infiziert werden. Die hohen Infektionsraten und die enorme Vielfalt des Zwischenwirtspektrums begünstigen die weite Verbreitung des Schwimmblasenwurms in heimischen Binnengewässern. Die als „**Anguillicolose**“ bezeichnete Krankheit führt seit den 1980er Jahren zum Rückgang der Aalbestände und macht sich in wirtschaftlichen Einbußen von Fischereibetrieben bemerkbar. Einschleppt wurde der Parasit durch den Japanischen Aal (*Anguilla japonica* Temminck & Schlegel, 1846) in den 1980er Jahren in die deutschen Gewässer, wobei in dem Originalwirt der Nematoda keine schwerwiegenden Infektionen verursacht (Wysujack et al. 2014). Der Europäische Aal gilt seit über zehn Jahren europaweit als stark gefährdet, laut der Weltnaturschutzunion (IUCN) sogar als „vom Aussterben bedroht“ (Emde et al. 2014, Jacoby & Gollock 2014). Die im Jahr 2007 verabschiedete Europäische Aalverordnung soll die europäischen Mitgliedstaaten zur Umsetzung von Aalschutzmaßnahmen verpflichten, um damit dem Rückgang des Aalbestandes entgegenzuwirken. Im Bereich des Landes Mecklenburg-Vorpommern (MV) soll so durch bestimmte Managementmaßnahmen innerhalb mehrerer Flusseinzugsgebiete eine 40%ige Aalabwanderung im Vergleich zu einem unbeeinflussten Zustand sichergestellt werden (Dorow 2014). Viele Angelverbände und Berufsfischer fördern die Aalbesatzaktivitäten, um damit die Zielwerte für den Wiederaufbau der Aalbestände zu erreichen (Dorow & Paetsch 2017). Die Vielfalt von Faktoren wie dem komplexen Lebenszyklus oder seine Gefährdung machen diese Fischart zu einem besonderen Untersuchungsobjekt.

1.5 Fischparasiten in Mecklenburg-Vorpommern (MV)

In den Küsten- und Boddengewässern MVs ist die Fischparasitenfauna durch diverse Studien bereits dokumentiert worden. Engelbrecht (1958) untersuchte z. B. Nutzfische wie *A. anguilla*, *P. fluviatilis* aber auch *Platichthys flesus* L. (Flunder) sowie andere Fischarten aus dem Greifswalder Bodden und dem Kleinen Haff auf ihren Parasitenbefall. Reimer (1970) studierte die wichtigsten Digenea und Cestoda von etwa 13 000 Fischen (27 Fischarten) aus den Gewässern um Hiddensee, im Greifswalder Bodden und angrenzenden Ostseegebieten. Eine weitere Untersuchung auf diesem Gebiet stellt die Dissertation von Kemsis aus dem Jahr 1987 dar. Im Rahmen dieser Arbeit konnten in den **Bodden- und Haffgewässern** bei Rügen und Usedom 62 metazoische Parasitenarten in den drei typischen Süßwasserfischen *A. brama*, *P. fluviatilis* und *R. rutilus* dokumentiert werden. Layka erarbeitete 2011 in ihrer Dissertation eine Übersicht über die Parasitenfauna des Zanders (*S. lucioperca*) in den Küstengewässern MVs (Darß-Zingster Boddenkette, Saaler Bodden, Barther Bodden, Stettiner Haff, Pommersche Bucht, Peenestrom). Da der Flussbarsch unter anderem als Beuteorganismus des Zanders fungiert, konnte durch die Detektion seiner Parasitenfauna zudem seine Stellung als Zwischen- oder Stapelwirt für den Zander aufgezeigt werden (Layka 2011).

Die Parasitenfauna der **Ostseefische** wurde durch die Checkliste von Palm et al. (1999) erstmalig in dem Umfang zusammengefasst. Insgesamt sind 142 Parasitenarten in der Ostsee bekannt (Unger 2017). Durch die Studien von Unger konnten für kommerziell wichtige Fischarten wie *Belone belone* L. (Hornhecht), *Clupea harengus* (Hering), *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792) (Regenbogenforelle) und *Salmo trutta trutta* L.

(Meerforelle) neue Gebietsnachweise erbracht werden und so die bekannte Parasitenfauna um 17 weitere Arten erweitert werden. Hauptsächlich wurden die Fische in den Küstengewässern der Ostsee bei Rostock gefangen, *O. mykiss* stammt aus der Integrierter Multitrophischen Aquakultur (IMTA) am Riff Nienhagen bei Rostock (Unger 2017). Durch die von West nach Ost abfallende Salinität der Ostsee sind im westlichen Teil vermehrt marine Fischarten inklusive ihrer marinen Parasitenfauna anzutreffen, während im östlichen Teil eine Durchmischung zwischen Meeres- und Süßwasserarten stattfindet. Grundsätzlich ist die Verbreitung der Fischparasiten von ihrer Toleranz gegenüber dem Salzgehalt aber auch von der Toleranz der jeweiligen Zwischenwirte abhängig (Zander 1998).

Durch die Anwesenheit von marinen Parasitenarten in den im Brackwasser gefangenen Fischen kann kein Vergleich der oben genannten Studien mit der hier vorliegenden Arbeit durchgeführt werden. Lediglich die Parasitenfauna der in Binnengewässern MVs gefangenen Fische kann konstruktiv zum Vergleich angewendet werden. In den **Binnengewässern** MVs wurden bislang nur wenige wissenschaftliche Erhebungen durchgeführt. In der Tabelle V-3.1 (Anhang V-3) sind alle Arbeiten zusammengefasst, welche nach einer umfangreichen Literaturrecherche zusammengetragen werden konnten. Generell gehört der Europäische Aal in MVs Süßgewässern zu den am besten untersuchten Fischarten. Von den neun dokumentierten Studien waren vier ausschließlich auf den Schwimmblasenwurm *A. crassus* bei *A. anguilla* aus diversen Gewässern fokussiert (Koops & Hartmann 1989, Spangenberg & Reinhold 1992, Münsterle 2005, Wysujack et al. 2014). Zwei weitere Untersuchungen von Heinze (1933) und Zeidan (2006) konzentrieren sich auf wenige Fisch- bzw. Parasitenarten. Heinze (1933) gelang der Nachweis von *Capillaria tomentosa* Dujardin, 1843 (Fadenwurm) in der Rotfeder, während Zeidan (2006) im Rahmen seiner Dissertation Karpfen (*Cyprinus carpio* L.) aus Teichanlagen ausschließlich auf ihre Monogeneenfauna untersuchte. Dabei konnte neben den fünf für den Karpfen üblichen Monogeneenarten die aus Asien eingeschleppte Art *Diplozoon nipponicum* Goto, 1891 in Deutschland erstmalig detektiert werden. Drei von den neun aufgelisteten Arbeiten wurden am Lehrstuhl für Aquakultur und Sea-Ranching der Universität Rostock durchgeführt. In der Untersuchung von Unger & Palm (2016) wurden in Meerforellen aus dem Fluss Warnow insgesamt sieben Parasitenarten marinen und limnischen Ursprungs konstatiert.

Über die Vorarbeiten von Mitarbeitern und Studenten der Professur für Aquakultur und Sea-Ranching ist bereits eine erste Datenbasis zur Erforschung der einheimischen Fischparasiten vorhanden. Zum Vergleich mit der hier vorgelegten Arbeit werden die Masterarbeiten von Blank (2015) und Brand (2016) herangezogen, da diese Untersuchungen sich aufgrund ihres Umfangs sowie der ausgewählten Zielfischarten am besten eignen. Cathrin Blank (2015) untersuchte die Parasitenfauna von Flussbarschen (*P. fluviatilis*) in zwei Seen MVs (Drewitzer und Krakower See) sowohl im Wildbestand als auch in der „14-tägigen Hälterung“, um Veränderungen in der Parasitierung der Fische festzustellen. Neben den 20 für den Flussbarsch nachgewiesenen metazoischen Parasitenarten konnte nach einer Hälterung ein Anstieg in der Befallsintensität mit Ektoparasiten festgestellt werden, der Befall mit Endoparasiten blieb jedoch konstant. In der zweiten Vergleichsarbeit studierte Christiane Brand (2016) den Parasitenbefall des Europäischen Aals (*Anguilla anguilla* L.) aus Küsten- und Binnengewässern MVs. Den Schwerpunkt der Arbeit bildete der Befall des Europäischen Aals mit dem Schwimmblasenwurm *Anguillicoloides crassus*.

1.6 Zielsetzung

Im Rahmen dieser Arbeit soll die protozoische und metazoische Fischparasitenfauna im Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See anhand von zehn Fischarten erstmalig charakterisiert werden. Die ausgewählten Zielfischarten zählen zu den häufigsten Süßwasserarten MVs und repräsentieren damit zu einem wesentlichen Teil die Süßwasserfischfauna des Bundeslandes. Fischbiologische und nahrungsökologische Befunde sollen dabei Hinweise auf die typischen Übertragungswege der nachgewiesenen Parasitenarten liefern. Die ausgewählten Zielfischarten besetzen diverse ökologische Nischen und Positionen in der Nahrungskette. Auf diese Weise sollen die parasitären Lebenszyklen sowie die Verbreitung der obligaten Zwischenwirte erfasst werden.

Die nordeuropäischen Süßgewässer weisen eine recht einheitliche Fischfauna auf, insbesondere im Hinblick auf die am häufigsten verbreiteten Karpfen- und Barschartigen. Demnach lässt sich der Malchiner See anhand seiner Fischparasitenfauna gut mit anderen europäischen Süßgewässern vergleichen. Das Rotaugen (*R. rutilus*) wurde bereits als biologischer Indikator in diversen Untersuchungen für die Gewässertypisierung genutzt. Im Rahmen dieser Arbeit sollen neben dem Malchiner See zwei Vergleichsgewässer, der Hohen Sprenger See in MV und der Baltezers See in Lettland, Hinweise auf das Parasitenvorkommen und die Anwendbarkeit derartiger Methoden über die deutschen Süßgewässer hinaus liefern. Dieser Vergleich bildet einen weiteren Schwerpunkt der vorliegenden Arbeit und soll einen Überblick über die ubiquitären Parasitenarten in den nordeuropäischen Süßgewässern liefern.

Mithilfe der gewonnenen Erkenntnisse soll eine wissenschaftliche Grundlage zur Bewertung der Fischgesundheit in MV unter Zuhilfenahme der Parasitenfauna erarbeitet werden. Zudem hat die vorliegende Arbeit eine hohe Relevanz für die heimische Fischereiwirtschaft. Sowohl in der Binnenfischerei als auch in der Aquakultur und Fischverarbeitung ermöglichen die hier gewonnenen Befunde eine sichere Parasitendiagnose in den am häufigsten vorkommenden Fischarten in MV. Die hiermit vorgelegte Ausarbeitung kompensiert das bisher in MV stark unterrepräsentierte Fachgebiet der Fischparasitologie. Zudem lassen sich die Ergebnisse landesübergreifend in Wirtschaftsbetrieben oder in der Forschung verwenden.

Der vorliegenden Arbeit liegen folgende Arbeitshypothesen zugrunde:

- I. Der Malchiner See lässt sich anhand seiner Fischparasitenfauna charakterisieren. Dabei lassen sich neue Wirts- und Gebietsnachweise erstellen.
- II. Die Parasitenfauna der untersuchten Fische unterscheidet sich je nach ihrer Lebensweise.
- III. Die Fische des Malchiner Sees können anhand ihrer Parasitenfauna kategorisiert werden. Die Kategorisierung ist auf andere Gewässer übertragbar.
- IV. Viele nachzuweisende Parasitenarten sind Generalisten und ubiquitär in den nordeuropäischen Süßgewässern verbreitet. Dies gilt auch für die beiden untersuchten Gewässer in MV.
- V. Vorangegangene Untersuchungen in den nordeuropäischen bzw. deutschen Süßgewässern lassen sich im Hinblick auf die Parasitendiversität, Artenzusammensetzung und -häufigkeit über die hier vorgelegten Ergebnisse bestätigen, aktualisieren und erweitern.
- VI. Anhand der nachgewiesenen Fischparasitenarten, insbesondere des Rotauges, lassen sich Rückschlüsse auf die allgemeine Fischgesundheit ziehen. Damit lässt sich ein mögliches Gefahrenpotenzial für die Fischereiwirtschaft, Aquakultur bzw. den Fischkonsumenten abschätzen.

2. Nordeuropäische Fischarten und ihre Bedeutung

Weltweit bilden Fische mit derzeit 33 400 bekannten Arten die diverseste Wirbeltiergruppe (Froese & Pauli 2016). Laut Freyhof & Brooks (2011) kommen europaweit 603 Süßwasserfische vor, dabei steigt jährlich die Zahl der Erstbeschreibungen neuer Fischarten in europäischen Süßgewässern. Insgesamt gibt es 18 Ordnungen von europäischen Süßwasserfischen. Die meisten Fische gehören der Ordnung der Karpfenartigen (Cypriniformes) sowie der Lachsartigen (Salmoniformes) an. Dabei sind die Cypriniformes in südeuropäischen Gewässern am artenreichsten, während die Salmoniformes die höchste Diversität im Norden Europas erreichen. Die drittgrößte Gruppe wird durch die Barschartigen (Perciformes) gebildet (Freyhof & Brooks 2011). Zu den Regionen mit der höchsten Fischdiversität zählen die Flussmündungsbereiche des Schwarzen und Kaspischen Meeres. In Ost- und Mitteleuropa konzentrieren sich die Süßwasserfischarten in der Elbe und im südlichen Teil der Ostsee. In Deutschland wurden bisher 278 Fischarten beschrieben, wobei 131 davon im Süßwasser vorkommen (Froese & Pauli 2016).

Mecklenburg-Vorpommern gehört mit einem Fließgewässernetz von rund 26 000 Kilometern Länge und mehr als 2 000 Standgewässern, die größer als ein Hektar sind, zu den gewässerreichsten Bundesländern Deutschlands. Anthropogene Eutrophierungsprozesse haben zur Folge, dass bundesweit 57% aller Seen den „guten ökologischen Zustand“ nicht erreichten (BMU/UBA 2014). Mit einer dadurch veränderten Habitatvielfalt haben sich auch Veränderungen in der Fischartendiversität ergeben. Ein prägendes Element nordostdeutscher Gewässer ist der Wechsel von Seen und Fließstrecken, d. h., dass die Gewässersysteme aus langsam fließenden Flussabschnitten und durchflossenen, meist flachen Seen bestehen. Mit dieser Gewässerlandschaft ist das Fehlen „klassischer“ Leitfischarten verbunden. Demnach finden sich in allen Regionen eurytope Arten, entsprechend geringer gestaltet sich der Indikationswert einzelner Fischarten für konkrete Gewässertypen (Winkler et al. 2007). Die Besiedlung der Seen mit Fischen ist laut Thienemann (1950) aus den Habitatanforderungen der einzelnen Arten, dem ökologischen Zustand der Gewässer aber auch den Verbreitungswegen und den historischen Entwicklungen der Landschaft und Arten zu erklären. Nach einer Erhebung in 35 Seen Mecklenburg-Vorpommerns durch Diekmann et al. (2005) konnten 30 Fisch- und Rundmäulerarten nachgewiesen werden.

2.1 Karpfenartige, Barschartige und der Europäische Aal

Weltweit dominieren die **Cyprinidae** mit ca. 2 100 Arten die Süßwasserfischfauna. Mindestens seit 2 000 Jahren werden in Europa vor allem Karpfen (*Cyprinus carpio*) in Teichanlagen gezüchtet. In europäischen Gewässern kommen die Karpfenartigen mit 237 Arten vor und zählen damit zu den häufigsten Süßwasserfischen (Berra 2007, Kottelat & Freyhof 2007, Freyhof & Brooks 2011, Hochleithner 2014). In den norddeutschen Süßgewässern gehören Bleie (*A. brama*), Güstern (*Blicca bjoerkna*), Rotaugen (*R. rutilus*), Rotfedern (*Scardinius erythrophthalmus* L.) und Ukeleie (*Alburnus alburnus*) zu den häufigsten Fischarten (IGB 2004, Diekmann et al. 2005, Emmrich et al. 2014). Bei Fangerlösen in der Binnenfischerei dominieren die Cypriniden die Fangmengen, ihre wirtschaftliche Bedeutung ist allerdings gering. Die **Barschartigen** bilden weltweit mit 9 000 Arten die größte Fischordnung. Die Familie Percidae (Echte Barsche) beinhaltet zehn Gattungen mit rund 195 Arten und kommt nur in Süßgewässern der Nordhalbkugel vor (Berra 2007, Kottelat & Freyhof 2007, Hochleithner 2014). Zu den dominanten Arten zählen dabei der Flussbarsch (*P. fluviatilis*) und

der Kaulbarsch (*Gymnocephalus cernua*) (IGB 2004, Diekmann et al. 2005, Emmrich et al. 2014). Für die Binnenfischerei hat insbesondere der Zander gefolgt vom Flussbarsch eine hohe Bedeutung.

Die Familie der **Anguillidae** besteht aus einer einzigen Gattung *Anguilla* mit insgesamt 15-20 katadromen Arten. Davon kommen im gesamten Nordatlantik zwei Arten vor, der Amerikanische Aal (*Anguilla rostrata* Lesueur, 1817) und der europaweit dominierende Europäische Aal (*A. anguilla*) (Kottelat & Freyhof 2007). Laut Tesch (1999) ist *A. anguilla* während seiner Fressphase im gesamten Europa vom Nordkap bis zu den Kanarischen Inseln verbreitet. Der Amerikanische Aal ist dem Europäischen Aal besonders ähnlich und kann anhand der geringeren Rippenzahl (103-111 anstatt 110-119) von ihm unterschieden werden (Berra 2007). In MV ist *A. anguilla* durch Besatzmaßnahmen flächendeckend in allen Flussgebietssystemen, in den brackigen Küstengewässern und der offenen Ostsee präsent. Im Jahr 1998 bis 2002 wurden fälschlicherweise als *A. anguilla* deklarierte vorgestreckte Satzaale der Art *A. rostrata* in die Gewässer MVs besetzt. Diese Tatsache führte zur Durchmischung der beiden Aalarten, wobei der Anteil von *A. rostrata* in Standgewässern stets höher ist als in Fließgewässern, grundsätzlich jedoch sehr gering bleibt (Frankowski et al. 2013). Bereits seit Jahren gehört der Europäische Aal (*A. anguilla*) in der Seenfischerei Mecklenburg-Vorpommerns zu den wirtschaftlich wichtigsten Arten. Bezüglich des Fangerlöses steht der Aal damit an erster Stelle, folglich wären in den meisten Betriebe des Landes ohne die Aalwirtschaft die Rentabilität nicht gegeben (Winkler et al. 2007, Dorow & Paetsch 2017).

2.2 Binnenfischerei und Aquakultur in MV

Der natürliche Gewässer- und Fischreichtum bildet die Grundlage für die in Mecklenburg-Vorpommern seit vielen Jahrhunderten währende Tradition der Fischerei und Aquakultur. In dem relativ strukturschwachen Bundesland hat die fischverarbeitende Industrie eine große Bedeutung. Die Relevanz der Fließgewässer für die Berufsfischerei ist im Vergleich zur Seenfischerei nur gering. Doch auch in der Seenbewirtschaftung werden hinsichtlich des niedrigen Preisniveaus der Süßwasserfische insgesamt nur geringe Gesamterlöse erzielt. Um den beständig hohen Fischkonsum der Bevölkerung zu decken, setzten in den letzten Jahren verschiedene landwirtschaftliche Betriebe des Landes auf die **Aquakultur**. Durch den Ausbau und die kontinuierliche Weiterentwicklung von neuen Aquakulturtechnologien und -anwendungen kann so auf engstem Raum eine nachhaltige Kultivierung von hochpreisigem Speisefisch realisiert werden. Bereits jahrzehntelang sind in MV Aquakulturanlagen für Forellen- und Karpfenproduktion Bestandteile von Binnenfischereibetrieben. In den letzten Jahren entwickelte sich die Aquakultur weiter, und so stieg die Anzahl an Aquakulturbetrieben, welche diverse Fischarten sowie andere Organismen wie Garnelen (*Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931)) oder Rotalgen (*Delessaria sanguinea* Lamouroux, 1813) produzieren (LM 2017). Während die Europäischen Edelkrebse (*Astacus astacus*) und die Störe (Acipenseridae) in Teichwirtschaften gezüchtet werden, findet die Produktion von Afrikanischen Raubwelsen (*Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)) in Kreislauf-, die der Regenbogenforellen (*Oncorhynchus mykiss*) dagegen in Durchflussanlagen statt (Jansen et al. 2010, Statistisches Bundesamt 2016, LM 2017). Aus der Familie der Cyprinidae werden neben dem Karpfen (*Cyprinus carpio*) auch die Schleie (*Tinca tinca* L.) produziert (Statistisches Bundesamt 2016, LM 2017). Aufgrund von jahrelanger Forschungsarbeit konnte sowohl die Aufzucht des Ostseeschnäpels (*Coregonus maraena* (Bloch, 1779)) als auch des Zanders (*Sander lucioperca*) in geschlossenen Kreislaufanlagen erfolgreich etabliert werden.

Auf europäischer Ebene ist in der Gemeinsamen Fischereipolitik (GFP) der Weg zu einer nachhaltigen Fischerei bereits vor einigen Jahren eingeschlagen worden. Im Rahmen von GFP ist im Jahr 2014 ein „Nationaler Strategieplan Aquakultur für Deutschland“ entwickelt worden (BMEL 2014). Zur Umsetzung dieser Richtlinien in MV wurde im Juni 2016 durch die Landesregierung MV die „Strategie zur Entwicklung der Aquakultur in Mecklenburg-Vorpommern“ veröffentlicht (LU MV 2016). In dieser liegt der Fokus auf dem Erhalt, der Stabilisierung und dem Ausbau der Aquakulturproduktion in MV mit Hilfe von koordinierter Forschungsarbeit.

2.3 Gefahrenpotenziale in der Fischzucht

Eine Voraussetzung für eine steigende Verbraucherakzeptanz ist der Erhalt von Fisch als hochwertiges Lebensmittel. Dafür müssen die Fische in Teich- und Aquakulturanlagen auf ihren Befall mit Parasiten und anderen Pathogenen hin kontrolliert bzw. überwacht werden. Durch die natürliche Wasserquelle, welche bestimmte Aquakulturanlagen (z. B. Durchflussanlagen) speist, gelangen freilebende parasitäre Stadien, Muscheln, Schnecken oder kleinere Wildfische in den Wasserlauf. Diese Organismen fungieren als potenzielle Parasitenquellen für die Zuchtfische und können bei für sie günstigen Bedingungen zu großen wirtschaftlichen Schäden führen (Körting 2006).

Die Gefahr, durch Zwischenhälterungen von Fischen Parasiten in Teich- und Aquakulturanlagen einzubringen, ist besonders hoch. In Mecklenburg-Vorpommern werden durch die Berufsfischer die beispielsweise mit Stellnetzen gefangenen Süßwasserfische vor der Schlachtung bzw. dem Verkauf in Netzkäfigen und Halterkästen aus Aluminium in Ufernähe zwischengehäлтert (pers. Mitteilung Ulrich Paetsch 2016). In der Binnenfischereiverordnung MV ist das **Hältern** von Fischen nicht explizit geregelt. In Naturschutzgebieten dagegen darf die Halterung unter Berücksichtigung der naturschutzfachlichen Anforderungen, welche jeweils in gezielten Verordnungen formuliert sind, durchgeführt werden (Brick 1997). Generell ist keine Maximaldauer für die Zwischenhälterung gesetzlich definiert. Werden die Fische über mehrere Tage gehältert, birgt das Zwischenhältern Risiken von Parasitenübertragungen sowie die generelle Gefahr eines vermehrten Parasitenbefalls.

Fische in Teich- und Aquakulturanlagen werden überwiegend von Bakterien (Furunkulose), Viren (VHS-Virale Hämorrhagische Septikämie), Pilzen (Saprolegniose) oder Ektoparasiten wie den Wimperntierchen (*Trichodina* spp.), dem Verursacher der Weißpünktchenkrankheit (*Ichthyophthirius multifiliis* (Creplin, 1852)), oder den Karpfenläusen (*Argulus foliaceus*) befallen (Schäperclaus 1979). Parasiteninfektionen stellen häufig erst die Eintrittsstelle für bakterielle und virale Erkrankungen dar und können in Anlagen große wirtschaftliche Schäden anrichten, indem sie sich in Monokulturen oder bei zu hohen Fischdichten von Fisch zu Fisch ausbreiten (Körting 2006). Die entstandenen Schäden am Fisch können zu Totalausfällen und Wertverlusten bei der Vermarktung führen. Um diverse Infektionen in Aquakulturanlagen und Fischwirtschaften bestmöglich vermeiden zu können, ist die Kenntnis der heimischen Parasitenfauna und der damit verbundenen Risiken für den Betrieb besonders wichtig. Bisher sind keine konsequenten wissenschaftlichen Untersuchungen der Fischparasiten von Wildfischen aus MV bekannt. Generell sind Informationen über die heimische Fischparasitenfauna sehr lückenhaft. Durch die Erforschung der Parasitenfauna und daraus abgeleitete Veränderungen der Halterungsbedingungen können Risiken einer Parasitenübertragung von Wildfischen auf Fische in Teichwirtschaften oder limnischen Aquakulturanlagen und umgekehrt deutlich minimiert werden.

3. Material und Methoden

3.1 Untersuchte Fischarten

In der vorliegenden Arbeit wurden zehn Fischarten aus MV hinsichtlich ihrer Parasitierung und Nahrungsökologie untersucht. In der Systematik gehören die Fische zur Klasse Osteichthyes, Unterklasse Actinopterygii, Überordnung Teleostei, jedoch zu drei unterschiedlichen Ordnungen: Anguilliformes, Cypriniformes und Perciformes. Die ubiquitäre Verbreitung und die hohen Populationsdichten der Cypriniden (Familie: Cyprinidae) machen sie lokal zu leicht zugänglichem Untersuchungsmaterial. Darüber hinaus liegen mehrere vorangegangene Studien zur ihrer Parasitierung vor. Einen Schwerpunkt bilden Untersuchungen am Rotaugen (*Rutilus rutilus*) aus Nordrhein-Westfalen, andere Arbeiten aus nordeuropäischen Gewässern sollen hier ebenfalls zum Vergleich dienen. Neben den häufigsten Cyprinidenarten wie Bleie (*Abramis brama*), Güstern (*Blicca bjoerkna*), Rotaugen (*R. rutilus*), Rotfedern (*Scardinius erythrophthalmus*) und Ukeleie (*Alburnus alburnus*) wurden Schleie (*Tinca tinca*) und der eher seltene Giebel (*Carassius gibelio* Bloch, 1782) untersucht. Flussbarsche (*Perca fluviatilis*) und Kaulbarsche (*Gymnocephalus cernua*) vertraten die Familie Percidae. Die räuberische Lebensweise dieser Barschartigen stand im Kontrast zu den omnivoren Cypriniden. Komplettiert wurden die Zielfischarten durch den Europäischen Aal (*Anguilla anguilla*), welcher zur Familie der Anguillidae gehört. Diese Fischart gilt als gefährdet und ist aufgrund dieser Besonderheit bereits parasitologisch gut untersucht.

Im Anhang I (I-1 bis I-3) werden die Fische systematisch eingeordnet und hinsichtlich ihrer Verbreitung, Morphologie, Biologie und wirtschaftlicher Bedeutung beschrieben (Anhang IV, Fototafeln 1, 2). Auf diese Weise sollen die Übertragungswege der isolierten Parasiten beleuchtet und in einen Zusammenhang mit der Lebensweise der Fische gebracht werden.

3.2 Untersuchungsgewässer

In der vorliegenden Arbeit wurden Fische aus drei unterschiedlichen Süßwasserhabitaten mit dem Fokus auf dem Malchiner See (MS) parasitologisch und nahrungsökologisch untersucht. Dieses Gewässer liegt neben der namensgebenden Stadt Malchin im Einzugsgebiet der Westpeene. Der MS ist anthropogenen Belastungen durch Landwirtschaft, Tourismus, Abwasser, Angeln und Bootnutzung ausgesetzt. Dieser Standort wurde gewählt, weil im Jahr 2010 ein Massenbefall mit Karpfenläusen (*Argulus foliaceus*) an Edelfischen wie Zandern von den Fischwirten beobachtet wurde. In Mecklenburg-Vorpommern wird dem MS der Hohen Sprenger See (HSS) als Vergleichsgewässer gegenübergestellt. Der HSS liegt im Kreis Güstrow, wenige Kilometer (<5 km) östlich des Flughafens Rostock-Laage. Dieser See ist von einem Waldgürtel umgeben und wird stark durch Angler und Rudervereine genutzt. Das dritte Untersuchungsgewässer, der Baltezers See (BS), befindet sich in Lettland und zeichnet sich durch seine Nähe zur Großstadt Riga aus (<10 km). Grundsätzlich unterscheiden sich die drei Probennahmestellen nicht nur durch ihre Größe (Tab. 1), sondern auch durch ihre direkte Umgebung. Allen Seen ist gemein, dass sie mit umliegenden Seen oder Flüssen verbunden sind, wodurch ein ständiger Wasser- und Organismenaustausch gewährleistet ist. Die Wasserzu- und -abflüsse sind für die Gestaltung der lokalen Fischparasitenfauna entscheidend. Wird ein Gewässer durch diverse Flüsse gespeist, können Parasitenarten aus Fließgewässern erwartet werden. Fehlt ein direkter Wasserzulauf und -ablauf, und das Wasser sammelt sich durch im Umkreis liegende Gräben und Felder in dem See, kann es ursächlich für eine geringere Parasiten Diversität oder -intensität stehen. Darüber hinaus kann der Eintrag an Parasiten und Zwischenwirten in

die Gewässer durch Faktoren wie Besatzmaßnahmen und das Vorkommen an Wasservögeln beeinflusst werden. Die unterschiedlichen Gewässerparameter der drei Untersuchungsgewässer sind der Tabelle 1 zu entnehmen.

Tab. 1: Parameter, Koordinaten und Trophiegrade der Untersuchungsgewässer

Parameter	Malchiner See	Hohen Sprenger See	Baltezers See
Einzugsgebiet (km ²)	216,0	11,9	55,0
Koordinaten	53.4139°N, 12.383°O	53.5512°N, 12.1251°O	57.147°N, 24.1746°O
Fläche (ha)	1380	220	590
Länge (km)	9,0	2,8	3,9
Breite (km)	2,0	1,3	2,5
Tiefe Ø (m)	2,5	7,0	2,7
Tiefe max. (m)	10,0	17,3	5,9
Belastung	stark polytroph	stark eutroph	eutroph bis polytroph

3.2.1 Norddeutsches Süßgewässer Malchiner See

Der 1 395,2 ha große Malchiner See (MS) gehört laut IGB (2004), wie alle Gewässer >1000 ha zu den „Großseen“ (Anhang IV, Fototafel 3). Der MS liegt südwestlich der Stadt Malchin im Naturpark „Mecklenburgische Schweiz und Kummerower See“, welcher größtenteils zum europäischen Vogelschutzgebiet gehört. Bei einer Gesamtfläche von 13,8 km² (1380 ha) und einer mittleren Tiefe von 2,5 m liegt die tiefste Stelle des Flachsees mit max. 10 m im östlichen Seebecken (Anhang II-1, Abb. II-1.1). Die morphometrischen Daten von 9 km Länge und 2 km Breite lassen den Wasserkörper als langgestreckt mit einer leichten Verengung in der Mitte beschreiben (biota/StALU MM 2014). Als Hauptzuflüsse sind die Westpeene, der Lupenbach, der Ziddorfer und Dahmer Mühlenbach zu nennen. Zudem wird der See aus dem Zufluss von kalkhaltigem Grundwasser aus den südlichen Moränengebieten gespeist. Der künstlich angelegte Dahmer Kanal mündet in den Peenekanal und stellt den Hauptabfluss des MS dar. Durch die Mündung des Peenekanals in den Kummerower See wird so eine Verbindung zwischen den beiden Gewässern hergestellt. Der Bau des Kanals im 19. Jh. führte zu einer Wasserspiegelabsenkung von ca. 2,5 m, was wiederum das Trockenfallen großer Uferbereiche nach sich zog. Das oberirdische Einzugsgebiet misst 216 km² und wird vorwiegend landwirtschaftlich genutzt. Laut Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit stellt der Stoffeintrag durch die Landwirtschaft die wesentliche Belastungsquelle des Sees dar (BMU/UBA 2004b).

Der MS entstand aus Schmelzwasser von Gletschern während der letzten Eiszeit. Heute liegt das Gewässer in einem Landschaftsschutzgebiet und ist vorrangig durch Äcker (46%), Wälder (23,6%) und Grünland (13,6%) umgeben (Anhang II-1, Abb. II-1.2, II-1.3) (LU MV 2015). Siedlungs-, Verkehrs- und Industrieflächen sind hingegen mit nur einem geringen Prozentsatz vertreten und reichen nur selten bis direkt an den See heran. Am Nordufer des Sees liegt ein Naturschutzgebiet für den Erhalt der Pflanzengesellschaften des Kalkzwischenmoores. Die Vegetation um den MS ist stark durch Röhrichtpflanzen und Bruchwälder geprägt. Zum überwiegenden Teil handelt es sich um Schilfröhrichte (*Phragmites australis* Trin. Ex Steud.) und Schwimmblattpflanzen (*Nuphar lutea* Sm. und *N. alba* Lin.). Zu den häufigsten Vertretern der submersen Makrophytenarten gehören Laichkräuter wie *Potamogeton lucens* L. und *P. pectinatus* (L.) oder Tausendblattarten wie *Myriophyllum spicatum* L. (biota/StALU MM 2014, LU MV 2015). Laut BMU/UBA (2004b) wird die Zusammensetzung des Phytoplanktons im See überwiegend durch zentrische (rund oder dreieckig) und pennate (stab- oder schiffchenförmig) Kieselalgen der Gattung *Cyclotella*, Chrysophyceen der Gattung *Dinobryon* und Cyanobakterien der Gattung *Planktothrix* dominiert. Das Gesamtvolumen der

genannten Organismen unterliegt jedoch starken saisonalen Schwankungen. Die Massenentwicklung von *Cyclotella* spp. kann hier als Beispiel genannt werden, denn im Juni 1999 stieg der Volumenanteil dieser Kieselalge bis auf 80% des Gesamtbiovolumens des Phytoplanktons. Im August und Oktober hingegen dominierten bereits Cyanobakterien der Gattung *Aphanizomenon* und *Planktothrix* mit einem Biovolumenanteil von 80-95%. Im Gegensatz zum Phytoplankton ist die Zusammensetzung des Zooplanktons in einem See entscheidend bei diversen Lebenszyklen von Fischparasiten, da diese Organismen als Zwischenwirte fungieren. Im MS besteht die Zooplanktonbiomasse zum großen Teil aus den Rotatorien *Asplanchna priodonta* (Gosse, 1850), Copepoden der Gattungen *Thermocyclops*, *Cyclops* und dem Farblosen Schwebekrebs *Eudiaptomus gracilis* (Sars G. O., 1863). Während der Sommermonate dominieren die Copepoden die Zooplanktonbiomasse, im Oktober dagegen erreichen Cladoceren wie *Bosmina* spp. hohe Gesamtvolumenzahlen. Das bekannte und häufig als Wasserfloh oder Helmwasserfloh bezeichnete Krebstier *Daphnia cucullata* Sars G. O., 1863 bildet im Frühsommer und Herbst Populationsmaxima und unterliegt im Vergleich zum Zooplankton der Gattung *Bosmina* stärkeren Schwankungen des Gesamtvolumens.

Aufgrund der besonders vielfältige Avifauna der Region am und um den MS ist im Rahmen der EU-Vogelschutzrichtlinie (2009/147/EG) dieses Gewässer als ein international bedeutsames Schutzgebiet ausgewiesen. Neben dem Kummerower See und dem Teterower See ist der MS von großer Bedeutung für durchziehende und rastende Wasser- und Brutvögel. Der relativ große Bestand der habichtartigen Greifvögel wie See- und Fischadler (*Haliaeetus albicilla* L., *Pandion haliaetus* L.) erfordert trotz allem besondere Schutz- und Managementmaßnahmen, während das Vorkommen des Schreiadlers (*Aquila pomarina* (Brehm, 1831)) als besonders selten geschätzt wird. Laut dem Managementplan „Malchiner See und Umgebung“ gibt es 26 relevante Brut- und Rastvogelarten wie z. B. den Eisvogel (*Alcedo atthis* L.) oder den Kranich (*Grus grus* L.) (biota/StALU MM 2014). Neben geschützten und seltenen Vogelarten gehören die Gänsesäger (*Mergus merganse* L.), Haubentaucher (*Podiceps cristatus* L.), Kormorane (*Phalacrocorax carbo* L.), Stockenten (*Anas platyrhynchos* L.) und diverse Vertreter der Familie Laridae (Möwen) zu häufigen piscivoren Wasservögeln am MS (pers. Mitteilung Hartmut Kacan 2015).

Die fischereiliche Bewirtschaftung des MS findet durch zwei haupterwerbstätige Fischereibetriebe statt. Der südwestliche Teil, in dem im Jahr 2011 die Probennahme für die vorliegende Arbeit stattfand, wird vom in Dahmen ansässigen Fischereibetrieb „Kacan“ bewirtschaftet. Der nördliche Bereich hingegen wird vom Betrieb „Schlender“ aus Wendischhagen befischt. Zu den wirtschaftlich bedeutsamen Fischarten des Sees zählen Aal (*A. anguilla*), Flussbarsch (*P. fluviatilis*), Hecht (*E. lucius*), Karpfen (*C. carpio*), Schleie (*T. tinca*) und Zander (*S. lucioperca*). Bei regelmäßigen Besatzmaßnahmen werden Hechte, Karpfen und Satzaale in das Gewässer gebracht (LALLF 2007), während aus Hegegründen Bleie (*A. brama*) und Rotaugen (*R. rutilus*) gezielt abgefischt werden. Durch den Fraßdruck der Kormorane und Fischotter, aber auch durch den ufernahen Bootsverkehr kommt es zu Störungen der Laichgebiete und damit zu Beeinträchtigungen des gesamten Fischbestandes. Zudem führen die Entwässerungsmaßnahmen der Überflutungsflächen zu Zerstörungen wichtiger Laichgründe des Hechts (biota/StALU MM 2014). Ferner verursacht die Jagd der Kormorane bei den Fischen ein Fluchtgefühl und führt regelmäßig zum Notablaichen (pers. Mitteilung Hartmut Kacan 2015). Zu weiteren erwähnenswerten aquatischen Lebewesen im MS zählt der aus Amerika eingebrachte Amerikanische Flusskrebs (*Orconectes limosus* (Rafinesque, 1817)) (LALLF 2009). Dieser Krebs ist in der Lage, die durch den Fadenpilz *Aphanomyces astaci* Schikora, 1906 ausgelöste Krebspest auf einheimische Krebsarten wie den

Europäischen Flusskrebs (*Astacus astacus* L.) zu übertragen. Der Amerikanische Flusskrebs selbst erkrankt nicht und wird als „Carrier“ also Überträger bezeichnet (Baur et al. 2010). Durch den Krankheitsausbruch sind die ehemaligen Bestände des Europäischen Flusskrebs bis zu 90% erloschen (LUNG MV 2011).

Laut der Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei Mecklenburg-Vorpommern (LFA) konnten im Jahr 1995 insgesamt 18 Fischarten für den MS auf Basis von Fischerbefragungen ermittelt werden (LFA 2002). Im Jahr 2004 veröffentlichte das Leibniz-Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei (IGB) eine Übersicht über 40 Fischarten, welche in der Periode zwischen 1945 und 1990 im MS nachgewiesen wurden. Eine aktualisierte Tabelle mit Vorkommen und Häufigkeit von potenziell zu erwartenden Fischarten im MS ist dem Anhang II (Tab. II-1.1) zu entnehmen. Die Probennahme der zehn Zielfischarten für die vorliegende Arbeit ist deckungsgleich mit den u. a. durch LFA (2002) und IGB (2004) für den MS aufgeführten Fischarten.

Durch die Einleitungen von Abwasser aus Kläranlagen sowie durch in der Umgebung des Sees intensiv betriebener Landwirtschaft gelangen hohe Nährstoffmengen (Phosphate und Stickstoffverbindungen) und Schadstoffe in den See. Die Folgen sind Eutrophierungsprozesse bedingt durch ein erhöhtes Algenwachstum und damit verbundene Wassertrübungen des Sees (BMU/UBA 2004b, LFG 2005). Laut LAWA (1999) ist der „potentiell natürliche Trophiezustand“ des MS aufgrund seiner Morphometrie als „schwach eutroph“ einzustufen. Insbesondere die submerse Vegetation erweist sich als artenarm und deutet auf erhebliche Beeinträchtigungen im Gewässer hin. Nach den aktuellen Untersuchungen ist die Trophie-Klassifizierung als „stark polytroph“ einzuschätzen (LU MV 2015). Bezüglich der Ausbildung der lebensraumtypischen Habitatstrukturen sowie der vorkommenden charakteristischen Arten wird der MS mit dem Erhaltungszustand „B“ (gut) bewertet. Aufgrund der Beeinträchtigungen durch stoffliche Belastung erhält der MS bei der **Gesamtbewertung** allerdings nur einen mittleren bis schlechten Erhaltungszustand „C“ (biota/StALU MM 2014). Im Rahmen der nationalen Umsetzung der EG-Wasserrahmrichtlinie (WRRL) (EG 2000) entstand ein Bewertungsverfahren für Gewässer auf Basis von biologischen Qualitätskomponenten wie dem Phytoplankton, Makrophyten, Phytobenthos, Makrozoobenthos und den Fischen. Die entwickelte Nomenklatur der LAWA-Seetypologie mit ihren 14 Seetypen gilt als Grundgerüst für Bewertungsverfahren und lässt sich in drei Ökoregionen einteilen. Demzufolge wird der MS nach der „Neuen Seetyp-Bezeichnung des LAWA-Expertenkreis“ in der Region „Norddeutsches Tiefland“ als **Seetyp 11** eingestuft. Die Bezeichnung impliziert einen polymiktischen (keine thermische Schichtung) Tieflandsee mit relativ großem Einzugsgebiet (BMU/UBA 2004a, LBH/UBA 2013).

3.2.2 Norddeutsches Süßgewässer Hohen Sprenger See

Der Hohen Sprenger See (HSS) ist ein vielfältig gegliedertes Gewässer im zentralen Teil Mecklenburg-Vorpommerns (Anhang IV, Fototafel 4). Das Gebiet gehört zur Landschaftszone „Rückland der Mecklenburgischen Seenplatte“ und wird durch eine hügelige Grundmoränenlandschaft geprägt. Der See liegt ca. 25 km südlich von Rostock zwischen den Städten Schwaan und Laage. Unmittelbar an seinem Südwestufer liegt der namensgebende Ort Hohen Spreng. Kleinere Siedlungen wie Dudinghausen im Südosten und Friedrichshof im Norden reichen ebenfalls direkt an den See heran. Das im Verhältnis zur Seefläche von 2,25 km² (225,5 ha) relativ kleine Einzugsgebiet weist eine Größe von 11,9 km² auf. Die Autobahn A19 grenzt in ihrem Verlauf an das nordöstliche Seeufer und trennt räumlich das Einzugsgebiet von dem nur zwei Kilometer östlich gelegenen Flughafengelände Rostock-Laage. Neben der enormen Lärmbelästigung durch Jagdflugzeuge

trägt der gesamte Flugverkehr zur Nährstoffbelastung (N-Deposition) des Sees bei. Des Weiteren findet der Nährstoffeintrag aus den Straßenabläufen und der Abwasserentsorgung, überwiegend jedoch aus dem landwirtschaftlich geprägten Einzugsgebiet statt (bioplan/StALU MM 2012). Schlüsselt man die Nutzungsformen des Umlandes auf, so nehmen die Ackerflächen ca. 45% der Gesamtfläche ein, während die Wasserfläche des Sees mit 23% ebenfalls einen hohen Anteil ausmacht. Die restliche Fläche wird zu 18% durch Wald, zu 7% durch Grünland und zu weiteren 7% durch Siedlungs- und Verkehrsflächen eingenommen (Anhang II-2, Abb. II-2.2) (LU MV 2015). Der HSS ist ein natürliches Gewässer glazialen Ursprungs und wurde im Zuge der letzten Vereisung in der Weichselkaltzeit geformt. Die Entstehungsgeschichte bestimmt weitgehend die Morphometrie des Sees, wobei sich dieser im Wesentlichen in drei Bereiche gliedern lässt. Während das Hauptbecken mit der tiefsten Stelle von 17,3 m (Anhang II-2, Abb. II-2.1) am steilen Ostufer mehrere kleine Inseln beherbergt, lässt sich die nordöstlich gelegene schmale Seitenbucht als langgestreckt und insgesamt flach bezeichnen. Der südwestliche Wasserkörper der zweiten Bucht gilt hingegen als tief und weist in den Sommermonaten stabile Schichtungen auf. Bei einer durchschnittlichen Seetiefe von sieben Metern beträgt die Gesamtlänge des Wasserkörpers 2,8 km bei einer effektiven Breite von 1,3 km (BMU/UBA 2004b, bioplan/StALU MM 2012).

Der HSS und sein Umland gehören zum Landschaftsschutzgebiet „Dolgener und HSS“, Fauna-Flora-Habitatgebiet „Hohen Sprenzer, Dudinghausener und Dolgener See“ sowie zur Trinkwasserschutzzone der Warnow. Neben diversen oberirdischen Zuläufen, welche im Jahresverlauf erheblichen Schwankungen unterliegen, erhält der HSS die größten Wassermengen aus dem hypodermischen Zufluss. Am Westufer fließt der See über den Pappensee in den Mühlenbach ab, welcher anschließend in die Nebel mündet. Das Ufer des HSSs ist zum größten Teil von einem Waldgürtel aus Kiefern- und Buchenbäumen mit stellenweise litoral wachsenden Röhrichtpflanzen umgeben. Der Makrophytenbestand erweist sich mit insgesamt 14 submersen Arten als divers, wobei nährstoffresistente Arten wie das Raue Hornblatt *Ceratophyllum demersum* L., das Ähriges Tausendblatt (*Myriophyllum spicatum*), die Kanadische Wasserpest (*Elodea canadensis* Michx.) und das Kamm-Laichkraut (*Potamogeton pectinatus* (L.)) die Vegetation dominieren. Besonders erwähnenswert ist der Nachweis des gefährdeten Langblättrigen Laichkrauts (*P. praelongus*), dessen Bestandsentwicklung aufgrund von zunehmender Gewässereutrophierung rückläufig ist. Von den Schwimmblattpflanzen kommen Seerosen der Art *Nymphaea alba*, *N. candida* J. Presl & C. Presl sowie Gelbe Teichrose *N. lutea* (L.) vor (bioplan/StALU MM 2012). Laut dem BMU/UBA Abschlussbericht (2004b) und dem limnologischen Gutachten (bioplan/StALU MM 2012) wird die Zusammensetzung des Phytoplanktons im See, bezogen auf die Individuenzahl, überwiegend durch Cyanobakterien der Art *Microcystis wesenbergii* Komarek ex Komarek, 2006 und *Aphanocapsa* spp. dominiert. Biomassenbestimmende zentrische Kieselalgen verursachen im Frühjahr Wassertrübungen, während in den Sommermonaten die einzellige Alge *Ceramium hirudinella* Dujardin, 1841 überwiegend das Gewässer trübt. Die Zooplanktonbiomasse wird im Frühjahr überwiegend durch Copepoden der Art *Cyclops strennus* Fischer, 1851 und dem bereits im MS nachgewiesenen *E. gracilis* bestimmt. Im Spätsommer erweist sich die Rotatorienart *Pompholyx sulcata* Hudson, 1885 als dominant. Zu den häufigen Cladoceren gehört auch hier der Helmwasserfloh *D. cucullata*, aber auch *D. longispina* O. F. Müller, 1776 und *Chydorus sphaericus* (O. F. Müller, 1776). Zu den individuenreichsten Arten des Makrozoobenthos hingegen gehören die Zuckmückenlarven (*Chironomini* spp.), Tubifiziden und Eintagsfliegen der Art *Caenis horaria* L..

Die insgesamt 28 nachgewiesenen Organismen deuten bei der Seegröße auf ein „mäßig“ entwickeltes Makrozoobenthos, was durch den Nachweis von lediglich fünf Molluskenarten verifiziert wird.

Der HSS stellt aufgrund seiner Flachwasserbereiche und Inseln einen wichtigen Lebensraum für zahlreiche Wasservogelarten dar. Zu den piscivoren Vogelarten am Gewässer zählen die Gänsesäger (*M. merganse*), Haubentaucher (*P. cristatus*), Kormorane (*P. carbo*) und Zwergsäger (*Mergellus albellus* L.). Weitere Wasservögel wie die Saatgänse (*Anser fabalis* Latham, 1787), Stockenten (*A. platyrhynchos*) und die Zwergschwäne (*Cygnus bewickii* Yarrell, 1830) ernähren sich überwiegend herbivor (BfN 2010, pers. Mitteilung Werner Loch 2015). Die fischereiliche Bewirtschaftung des HSSs findet gewerblich durch den Fischer Werner Loch statt. Jährlich werden durch Reusen- und Stellnetzfisherei die Fischarten wie der Europäische Aal (*A. anguilla*), Schnäpel (*Coregonus lavaretus* L.), Karpfen (*C. carpio*), Hecht (*E. lucius*), Flussbarsch (*P. fluviatilis*) und Zander (*S. lucioperca*) aus dem See entnommen und verkauft, wobei die Haupteinnahmen durch den Aal, Karpfen und Zander erzielt werden (bioplan/StALU MM 2012). Darüber hinaus konnten durch eigene Beprobungen *A. brama*, *A. alburnus*, *B. bjoerkna*, *C. giebello*, *G. cernua*, *Lota lota* L. (Quappe), *R. rutilus*, *S. erythrophthalmus* und *T. tinca* im Gewässer dokumentiert werden. Das Besondere am HSS ist die direkt am Seeufer gelegene Fischbrutanlage. Hier werden jährlich hunderttausende Hecht-, Ostseeschnäpel-, Quappen-, und Zanderbrütlinge für den Besatz von Seen und Flüssen gezüchtet. Darüber hinaus werden Meerforellensetzlinge im Rahmen des Landesprogramms „Meerforelle“ erbrütet und in kleine Fließgewässer eingesetzt.

Die landwirtschaftliche Nutzung der umliegenden Ackerflächen hat eine große Nährstoffbelastung des Sees zur Folge. Durch anthropogene Einflüsse in Form von Abwasserentsorgung, Fischproduktion, Flug- und Autoverkehr wird der Nährstoffeintrag verstärkt und führt insgesamt zu keinem „guten ökologischen Zustand“ des Sees. So weisen neben erhöhten Phosphorgehalten und Ammoniumkonzentrationen aufgrund von Nährstoffeinträgen die hohen Chloridwerte auf eine anthropogen bedingte Verschmutzung hin. Gemäß der Berechnungsvorschrift nach LAWA (1999) wurde für den HSS ein mesotropher Referenzzustand abgeleitet. Die Bewertung erfolgt einerseits nach der Morphometrie des Sees, andererseits nach seiner Bodenqualität, der Größe des Einzugsgebietes und der damit verbundenen Menge an abgeleiteten Nährstoffeinträgen. Bewertet man den Trophiezustand unter Einbeziehung von chemischen und physikalischen Messparametern sowie der Analyse der ober- und unterirdischen Zuläufe, konnte laut bioplan/StALU MM (2012) für den HSS ein stark eutrophierter Zustand im Jahr 2012 errechnet werden. Nach der „Neuen Seetyp-Bezeichnung des LAWA-Expertenkreis“ in der Region „Norddeutsches Tiefland“ wird der HSS als **Seetyp 13** eingestuft. Diese Bezeichnung steht für einen geschichteten Tieflandsee mit relativ kleinem Einzugsgebiet (bioplan/StALU MM 2012, LBH/UBA 2013, LU MV 2015).

3.2.3 Lettisches Süßgewässer Baltezers See

Der Baltezers See zählt zu den mittelgroßen Flachseen und befindet sich in Lettland nur wenige Kilometer von der Handelsstadt Riga entfernt (Anhang IV, Fototafel 5). Die rund 700 000 Einwohner umfassende Landeshauptstadt liegt an den Ufern der Düna (lettisch: *Daugava*) und ist die größte Stadt des Baltikums. Der gewässerreiche Ballungsraum der Großstadt konzentriert auf einer Fläche von 3474 km² 132 Seen, wobei der Baltezers See zu den größten Gewässern gehört. Das als Trinkwasserreservoir genutzte Gewässer umfasst eine Seefläche von 5,9 km² (597,5 ha) in einem Einzugsgebiet von 55 km². Der See zeichnet sich durch viele

Flachwasserbereiche aus, so liegt die durchschnittliche Tiefe bei 2,7 m, während die maximale Tiefe mit nur 6 m gemessen wurde (Spruds & Licite 2015). Das namensgebende lettische Wort *balts* bedeutet „weiß“ und steht für die früher im See gewaschene Wäsche der Riganer, welche das besonders saubere und ph-neutrale Seewasser (ph-Wert 7) schätzten (LGK 2002). Durch die unmittelbare Nähe zum Stadtzentrum dient der See heute als ein wichtiges Erholungsgebiet des Landkreises. Das besonders hohe Aufkommen an Totholz am sandigen, teilweise von dichtem Schlamm bedeckten Gewässergrund ist auf den jahrzehntelangen Holztransport mittels Wasserstraßen nach Riga zurückzuführen. Die Folgen dieser Nutzungsform sind vor allem enorme Gewässerverschmutzungen. Mit dem Absinken der Baumstämme ist aber auch eine höhere Habitatvielfalt für Fischzönosen verbunden. Die entstandenen Unterwasserstrukturen bieten den Fischen Laichplätze, Jungfischhabitate, zusätzliche Nahrungsquellen und einen Schutz vor den Fressfeinden.

Die vielfältige Tier- und Pflanzenwelt des Einzugsgebiets um den Baltezers See wird durch das Vorkommen an eurybiotischen Organismen dominiert. Die charakteristischen Spezies des lokalen Umlandes haben also einen weiten Toleranzbereich in Bezug auf z. B. die Temperatur oder Salinität. Generell stehen nur wenige ornithologische und botanische Daten für den Baltezers See zur Verfügung, wodurch nur wenige lokale Wasservögel wie Grau- und Silberreiher, Schwäne und Kormorane genannt werden können (Spruds & Licite 2015). Die Molluskengemeinschaft kann hingegen dank der Studie von Barda et al. (2015) besser präzisiert werden. Durch die Untersuchung konnte der Nachweis der insbesondere für die Parasitengemeinschaft der Süßwasserfische gewichtigen Molluskenarten wie der Gemeinen Teichmuschel (*Anodonta anatina* L.) oder der Gemeinen Schlammschnecke (*Radix balthica* L.) erbracht werden. Zu weiteren vorgefundenen Mollusken zählten die Posthornschncke (*Planorbis corneus* L.), die Spitzschlammschnecke (*Lymnaea stagnalis* L.), die Sumpfdeckelschnecken (*Viviparus* spp.) und die Zebromuschel (*Dreissena polymorpha* (Pallas, 1771)). Die Wasserfläche des Flachsees wird durch sechs Inseln mit einer Gesamtfläche von 14,5 ha unterbrochen. Die Inseln stehen unter anderem aufgrund dort vorgefundener, seltener Pflanzenarten seit 1977 unter Naturschutz und werden von im Flachwasser wachsenden Röhrichtpflanzen umgeben. Der gesamte Makrophytenanteil im Baltezers See beträgt 20%, während die Schwimmblattpflanzen nur 5% zur gesamten Vegetation beitragen (LGK 2002, Rozins 2015).

Der Baltezers See ist durch künstlich angelegte Kanäle mit diversen Seen und Flüssen der Umgebung zu einem großen Süßwassersystem verbunden. Gemäß der Fließrichtung lässt sich die Verbindung wie folgt aufzählen: Nordöstlich befindet sich der kleine Baltezers See (Mazais Baltezers), welcher durch eine Bundesstraße vom großen Baltezers See (Lielais Baltezers) abgetrennt ist. Der Zufluss zum kleinen Baltezers See findet durch den Fluss Gauja mittels des Gaujas-Baltezers-Kanals statt, welcher allerdings in den Sommermonaten austrocknet. Früher wies der Kanal einen höheren Wasserstand auf und wurde überwiegend für das Flößen der Holzernte nach Riga genutzt. Durch den Baltezers-Kanal besteht eine Verbindung zum großen Baltezers See, in welchem an seinem nordöstlichen Ufer die Fischprobennahme stattfand. Der Juglas-Kanal verbindet die markante Dreier-Formation aus dem Baltezers See, dem Juglas See und dem Kisezers See miteinander. Der westlich gelegene Kisezers See mündet durch den Milgravis-Kanal in den 1 020 km langen Düna Strom, welcher in den Rigaischen Meerbusen und folglich in die Ostsee fließt.

Die Verbindung des Sees zu diversen Süßwasserformen wie anderen Seen, natürlichen Fließgewässern, künstlich angelegten Kanälen aber auch zu Brackwasserhabitaten gewährt einen kontinuierlichen Wasseraustausch und resultiert unter anderem in einer hohen Fischdiversität. Es lassen sich mindestens

16 Fischarten aufzählen, für welche ein natürliches Vorkommen im Baltezers See nachgewiesen wurde. So kommen die typischen Süßwasserfische wie Aal (*A. anguilla*), Blei (*A. brama*), Döbel (*Leuciscus cephalus* L.), Flussbarsch (*P. fluviatilis*), Goldfisch (*C. auratus*), Güster (*B. bjoerkna*), Hecht (*E. lucius*), Kaulbarsch (*G. cernua*), Karausche (*C. carassius*), Karpfen (*C. carpio*), Rotaugen (*R. rutilus*), Rotfeder (*S. erythrophthalmus*), Schleie (*T. tinca*), Wels (*Silurus glanis*), Zährte (*Vimba vimba*) und Zander (*S. lucioperca*) im See vor. Zudem finden regelmäßige Besatzmaßnahmen mit *C. carassius*, *C. carpio*, *E. lucius*, *P. fluviatilis* und *S. lucioperca* statt (Bior 2012). Die Laichwanderung der Süßwasserfische wie der Flussbarsche, Hechte und Zander aus den Brackgewässern in die Seesysteme lässt sich unter anderem anhand unterschiedlicher Färbung gleichaltriger Flussbarsche nachweisen. So kommen im Baltezers See gleichzeitig zwei Flussbarschpopulationen vor. Die etwas größeren und heller gefärbten *P. fluviatilis* gehören zur Brackwasserpopulation des Rigaischen Meerbusens, während die kleineren und dunkler gefärbten Fische der lokalen Fischfauna des Sees angehören. Die Adaptation der Flussbarsche lässt sich auf die Farbe des schlammigen Bodens zurückführen und dient als Beweis für die starke Mobilität bestimmter Süßwasserfische. Bei der fischereilichen Bewirtschaftung des Baltezers See findet neben den regelmäßigen Besatzmaßnahmen auch der Fang von wirtschaftlich relevantem Fisch von mehreren Tonnen im Jahr statt.

Der Ballungsraum von Riga samt der dichten Konzentration an Bevölkerung, Industrie und den Infrastruktureinrichtungen wie dem größten Flughafen im Baltischen Raum hat direkte Auswirkungen auf die Gewässergüte der umliegenden Seen. Zwischen den 1950er und 1990er Jahren erreichte die Gewässerverschmutzung im Landkreis Riga aufgrund der Hyperindustrialisierung ihren Höhepunkt. Durch den hohen Siedlungsanteil an seinen Ufern ist der Baltezers See diversen anthropogenen Belastungen ausgesetzt. Die oft direkte Einleitung der Abwässer aus den Siedlungsgebieten in den See resultiert in hohen Bakterienmassen. Rozins (2015) berichtet von einer bakteriellen Untersuchung im Baltezers Sees aus dem Jahr 1982, in welcher der Anteil an *Escherichia coli* Bakterien zwischen 2 300 und 23 800 Zellen/Liter detektiert wurde. Darüber hinaus spiegelt sich die Gewässerbelastung zum einen in zu hohen Schwermetallkonzentrationen wider, welche erheblich die definierten Grenzwerte an maximal zulässigen Konzentrationen (MPC) für europäische Gewässer überschreiten. Zum anderen kann sich der durch stoffliche Einträge dezimierte Anteil der Crustaceen an der Gesamtbiomasse des Zooplanktons negativ auf den Fischbestand im See auswirken und so in Verbindung mit dem Rückgang der Fischfänge gebracht werden (Rozins 2015). Insgesamt ist laut der Studie von Barda et al. (2007, 2015) der Gewässerzustand des Baltezers Sees als **eutroph** bis **hypertroph** einzustufen. Ursächlich liegt dieser Einstufung die signifikant zu hohe Konzentration an Phytoplankton, insbesondere der potenziell giftigen Cyanobakterien der Arten *Microcystis* spp., *Anabaena* spp. und *Aphanizomenon flos-aquae* zugrunde.

3.3 Fangmethoden und Probenahme

Die Zielfischarten im MS und dem HSS wurden durch Berufsfischer mithilfe von Stellnetzen und Großreusen gefangen. Die Stellnetzfisherei ist eine gängige Fangmethode lokaler Fischer, welche allerdings nicht ohne Beifang auskommt. Dieser Beifang wurde in der vorliegenden Arbeit genutzt, so dass keine zusätzlichen Fangaktivitäten erforderlich waren. Der Fang des Europäischen Aals im MS fand durch Aalreusen (Großreusen) statt. Die detaillierte Übersicht über die Probennahmen der insgesamt 375 Fische aus den drei Untersuchungsgewässern ist der Tabelle 2 zu entnehmen. Zudem gibt die Tabelle Aufschluss über die

Fangmethode, das Fangdatum, die Abstrichnahme und die genaue Anzahl der gefangenen Fische einer Art, zugeordnet zum jeweiligen Gewässer wieder.

Tab. 2: Probennahme der zehn Zielfischarten in den drei Untersuchungsgewässern. BS: Baltezers See, HSS: Hohen Sprenger See, MS: Malchiner See

Fischart	Gewässer	Fangmethode	Fangdatum	Abstriche	Anzahl Fische	Gesamtanzahl
<i>Abramis brama</i>	MS	Stellnetz	06.10.2011	ja	35	35
<i>Alburnus alburnus</i>	MS	Stellnetz	17.10.2011 20.10.2011	ja	4 18	22
<i>Blicca bjoerkna</i>	MS	Stellnetz	06.10.2011 17.10.2011	ja	7 28	35
<i>Carassius gibelio</i>	MS	Stellnetz	17.10.2011 20.10.2011	ja	1 6	7
<i>Rutilus rutilus</i>	MS	Stellnetz	06.10.2011	ja	35	35
	HSS	Reuse	05.12.2014	ja	35	35
	BS	Handangel	06-07.04.2013	nein	34	34
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	MS	Stellnetz	06.10.2011	nein	5	35
			17.10.2011 20.10.2011	ja	9 21	
<i>Tinca tinca</i>	MS	Stellnetz	06.10.2011 17.10.2011	nein	21 14	35
<i>Gymnocephalus cernua</i>	MS	Stellnetz	17.10.2011	ja	35	35
<i>Perca fluviatilis</i>	MS	Stellnetz	06.10.2011	nein	35	35
<i>Anguilla anguilla</i>	MS	Reuse	06.10.2011 17.10.2011	nein	16 16	32
					Total	375

Die gefangenen Fische wurden während der Beprobung im Boot zwischengehältet, anschließend mit einem Schlag auf den Kopf betäubt, um mit einem sterilen Skalpell Abstriche an den Kiemen, der Körperoberfläche und den Flossen zu entnehmen. Die Abstriche für die Untersuchung von protozoischen Parasiten müssen am noch lebenden bzw. betäubten oder gerade getöteten Fisch erfolgen, da die Parasiten den toten Wirt innerhalb der ersten 5 Minuten aktiv verlassen. Die Abstriche wurden mit dem Skalpell auf Objektträger übertragen, luftgetrocknet und bis zur weiteren Behandlung in Präparateboxen aufbewahrt. Anschließend wurden alle Fische waidgerecht getötet. Die Rotaugen aus dem Untersuchungsgewässer Baltezers See wurden durch Marcis Zingis, einen Mitarbeiter des BIOR Instituts (Institut für Lebensmittelsicherheit, Tiergesundheit und Umwelt, Abteilung für Aquakultur und Fischpathologie) in Riga mit einer Handangel gefischt, wobei Nematocera- und Brachycera-Larven als Köder verwendet wurden. Die Zielfische aus allen Untersuchungsgewässern wurden einzeln in Plastiktüten verpackt und bis zur parasitologischen Untersuchung bei -20°C tiefgefroren.

3.3.1 Stellnetz-Fischerei

Die Methode der Stellnetz-Fischerei wird in der Binnenfischerei sehr häufig angewendet. Die Stellnetze werden auch Kiemen-, Schweb- oder Schwimmnetze genannt und gehören zu den passiven Fanggeräten. Dabei handelt es sich um senkrecht im Wasser hängende, möglichst unauffällige Netzwände, in die Fische hineinschwimmen und mit den Kiemendeckeln oder mit den Flossen beim Zurückweichen hängenbleiben (Müller 1983). Der Fangort, die Fangzeit und die Maschenweiten werden nach den zu fangenden Fischarten und -größen gewählt. Durch das gezielte Anbringen von Stellnetzen lässt sich so z. B. verbutterter Bleienbestand im Gewässer abfischen. Das Netzmaterial unterscheidet man, je nach Konstruktion, in monofiles und multimonofiles Netz. Während das monofile Netz aus einem einzigen Nylonfaden besteht, werden beim multimonofilem Netz mehrere einzelne Nylonfäden zu einem Faden gedreht. Im Allgemeinen könnten die

Stellnetze in Pelagialnetze (Schwebenetze) und Bodennetze unterteilt werden. Während bei Pelagialnetzen eine bestimmte Tiefenstellung der Netze im Freiwasser durch die Regulation mit Gewichten erreicht werden kann, werden die Bodennetze mit der schweren Unterleine am Gewässergrund gehalten. An der Oberleine befindliche „Schwimmer“ bestehen meist aus Kork bzw. diversen Kunststoffen und halten durch ihren Auftrieb das Bodennetz offen. Mit den Pelagialnetzen werden überwiegend Fische wie Maränen (Gattung: *Coregonus*) gefangen, welche sich vorwiegend im Freiwasser aufhalten (Schweberenken). Die Bodennetze sind dagegen für die meisten fischereilich relevanten Arten geeignet.

Für die vorliegende Untersuchung wurden die Zielfische am MS durch den Fischwirt Hartmut Kacan mithilfe von monofilen Bodennetzen unterschiedlicher Maschenweiten gefangen (41-70 mm, >70 mm). Die Höhe der Netzwände richtete sich nach den vorherrschenden Wasserständen und lag meist zwischen 2,0-2,3 Metern.

3.3.2 Reusen-Fischerei

Reusen sind Fanggeräte, die sich im verwendeten Material, in der Form, in der Aufstellart oder in der Größe unterscheiden. Unter Reusen versteht man alle aus Holz, Kunststoff, Metall oder Netztuch hergestellten, stationären Fanggeräte, an deren Eintrittsöffnung sich ein Trichter (Kehle) befindet (Tesch 1999). Zudem haben Reusen in der Regel zwei oder drei hintereinander liegende Fangkammern. Am Gewässerboden werden die Fische, meist Aale, mit mehreren Leitnetzen zum Eingang der Reuse geleitet. Durch die trichterförmige Konstruktion schwimmt der Aal bis zur Fangkammer und ist meist nicht in der Lage, die Reuse selbständig zu verlassen. Im deutschsprachigen Raum gibt es eine Reihe an terminologischen Widersprüchen. Um Definitionsprobleme zu vermeiden, gliederte Tesch (1999) die Reusen nach ihrer Größe und Wirkungsbereich in a) einfache Kleinreusen (Körbe), b) Bügelreusen (Anbauten mit Flügeln) und c) Großreusen (Kammerreusen bzw. Kombination aus Bügel- und Kammerreusen).

In beiden Untersuchungsgewässern wurden Großreusen für den Fang der Zielfische benutzt. Im Hohen Sprenger See wurde diese Methode durch den Fischwirt Werner Loch zum Fang von Rotaugen verwendet. Die Europäischen Aale im MS wurden durch Großreusen mit drei Fangkammern gefangen, wobei die Bügeldurchmesser der Reusen bei ≥ 80 cm und < 80 cm lagen.

3.4 Untersuchungsmethoden

3.4.1 Fischereibiologische Untersuchungen

Am jeweiligen Untersuchungstag wurden die Fische bei Raumtemperatur schonend aufgetaut und anschließend im Labor untersucht. Bei der Bestimmung der Länge und Masse der Fische wurde die Standardlänge (SL), gemessen von der Spitze des Mauls bis zum Ansatz der Schwanzflosse und die Totallänge (TL), gemessen von der Spitze des Mauls bis zum Schwanzflossenende, mithilfe eines Maßbands bis auf 0,1 cm genau ermittelt. Des Weiteren wurde das Totalgewicht (TG) und nach dem Entnehmen der inneren Organe das Schlachtgewicht (SG) mit einer Analysewaage auf 0,01 g bestimmt. Die herauspräparierte Leber wurde bis auf 0,001 g genau gewogen und anschließend in eine Petrischale mit 0,9%iger physiologischer Kochsalzlösung (NaCl-Lösung) für weitere parasitologische Untersuchungen überführt.

Die Fitness der Fische lässt sich durch den **Konditionsfaktor (K)** ermitteln, wobei eine Relation zwischen dem Totalgewicht und der Totallänge hergestellt wird. Daher gilt: Je höher der resultierende Wert, desto besser

ist die Kondition des Fisches. Neben der Jahreszeit können Gewässertypen, Magenfüllungsgrade und Gonadengewichte zu Schwankungen des Konditionsfaktors führen. Die FULTON'sche Formel nach Ricker (1975) wird wie folgt definiert:

$$K = \frac{TG}{TL^3} \times 100$$

TG=Totalgewicht [g]
TL=Totallänge [cm]

Der **Hepatosomatische Index (HSI)** wird als Indikator für die Wirkung von Schadstoffen im Gewässer herangezogen. Zudem wird der Index für den Stresszustand der Fische genutzt. Dazu wird das Lebergewicht (LG) mit dem Totalgewicht ins Verhältnis gesetzt. Liegt im Gewässer eine Belastung z. B. durch Schadstoffe vor, steigt die Enzymaktivität der Leber, und ihr Gewicht nimmt zu (Munkittrick et al. 1994).

$$HSI = \frac{LG}{TG} \times 100$$

LG=Lebergewicht [g]
TG=Totalgewicht [g]

3.4.2 Nahrungsökologische Untersuchung

Parallel zur parasitologischen Untersuchung wurde die Analyse der nahrungsökologischen Bestandteile durchgeführt. Da der Verdauungstrakt der Cypriniden nur aus dem Oesophagus und dem Darm besteht, wurde der vorderste Abschnitt des Oesophagus bis kurz hinter die ersten Darmwindung nahrungsökologisch untersucht und zur Berechnung herangezogen. Bei Fischarten mit einem Magen (z. B. *P. fluviatilis*) wurde dieser nahrungsökologisch untersucht. Die einzelnen Nahrungsorganismen wurden nach Taxa getrennt, gezählt, bis auf 0,001 g genau gewogen und mithilfe gängiger Literatur bestimmt (Schwab 1995, VDG 2004, Streble & Krauter 2010). Obwohl einige Nahrungsorganismen nicht in Abhängigkeit zur Parasitenübertragung stehen, wurden alle Organismen systematisch bis zum niedrigstmöglichen Taxon bestimmt. Die Qualität der Untersuchung hing vom Verdauungsgrad der Bestandteile ab. Besonders bei den Nahrungsorganismen Bivalvia und Gastropoda konnten nur Schalen und Gehäuse identifiziert werden. Kleine oder in geringer Anzahl vorhandene Organismen wurden mit <0,001 g dokumentiert. Larvale Insekten wurden unter „Insecta indet. (Larven)“ zusammengefasst, während die in der Nahrung enthaltenen Pflanzen nicht näher bestimmt und als „Plantae“ aufgenommen wurden. Ihre Anzahl gleicht der Anzahl der Mägen bzw. Därme, in welchen sich Pflanzen nachweisen ließen. Anorganisches Material wie Sand und Steine wurden als „Sonstiges“ protokolliert.

Um Rückschlüsse auf das Nahrungsverhalten und der daraus resultierenden Parasitierung ziehen zu können, wurden für die Auswertung der Nahrungsökologie anhand der identifizierten Nahrungsbestandteile folgende Berechnungen erstellt (Hyslop 1980):

Prozentuales Vorkommen ($F_{[%]}$): Als relative Häufigkeit „frequency of occurrence“ wird das prozentuale Vorkommen von Nahrungsorganismen einer bestimmten taxonomischen Gruppe bezeichnet, die in der Gesamtanzahl der Nahrung enthaltenden Mägen/Därme auftraten.

$$F_{[%]} = \frac{M_i}{M_{\Sigma}} \times 100$$

M_i =Anzahl der Mägen/Därme, die Nahrungsorganismus i enthielten
 M_{Σ} =Gesamtanzahl aller Mägen/Därme, die Nahrungsorganismen enthielten

Prozentuale Anzahl ($N_{[%]}$): Die prozentuale Anzahl „numerical percentage of prey“ gibt an, wie groß der Anteil eines Nahrungsorganismus im Verhältnis zur Gesamtzahl sämtlicher Nahrungsbestandteile ist.

$$N_{[\%]} = \frac{N_i}{N_{\Sigma}} \times 100$$

N_i =Anzahl des Nahrungsorganismus i

N_{Σ} =Anzahl aller Nahrungsorganismen

Prozentualer Gewichtsanteil ($W_{[\%]}$): Der prozentuale Gewichtsanteil „weight percentage of prey“ setzt das Gewicht eines Nahrungsorganismus zum gesamten Gewicht aller aufgenommenen Nahrungsbestandteile ins Verhältnis.

$$W_{[\%]} = \frac{W_i}{W_{\Sigma}} \times 100$$

W_i =Gewicht [g] des Nahrungsorganismus i

W_{Σ} =Gewicht [g] aller Nahrungsorganismen

Index der relativen Bedeutung (IRI): Der Index der relativen Bedeutung „index of relative importance“ gibt Auskunft über die Gesamtbedeutung eines Nahrungsbestandteils für einen Fisch, indem er $F_{[\%]}$, $N_{[\%]}$ und $W_{[\%]}$ zusammenfasst.

$$IRI = (N_{[\%]} + W_{[\%]}) \times F_{[\%]}$$

3.4.3 Parasitologische Untersuchung

Nach der Längen- und Massebestimmung des zu untersuchenden Fisches folgte die makroskopische Inspektion der Flossen, Kiemen, Mundhöhle, Nasenlöcher, Operculi und der restlichen Körperoberfläche auf Ektoparasitenbefall. Anschließend wurden die Operculi entfernt, die Kiemenbögen einzeln herausgeschnitten und mithilfe eines Binokulars bei 16-32facher Vergrößerung auf Ektoparasiten untersucht. Die Augen wurden entnommen, wobei insbesondere das Augeninnere und die Linse auf digene Trematoden (Augenwürmer) untersucht wurden. Die Leibeshöhle wurde mit einem flachen Schnitt von anterior nach posterior zum Anus hin geöffnet. Zusätzlich wurde ein vertikaler Fensterschnitt zur besseren Entnahme der Organe präpariert. Die einzelnen Organe wurden möglichst weit cranial herauspräpariert und sorgfältig getrennt. Die Gonaden und der Magen bzw. Darm (voll und leer) wurden auf 0,001 g genau gewogen. Um das Austrocknen der Operculi, Kiemenbögen, Augen und weiterer Organe zu vermeiden, wurden diese in einzelne Petrischalen mit NaCl-Lösung überführt. Die leere Leibeshöhle wurde mit einem Binokular auf Endoparasiten hin untersucht und anschließend mit physiologischer NaCl-Lösung ausgespült. Diese aufgefangene Flüssigkeit der Leibeshöhle und der Kiemenbögen wurde ebenfalls untersucht. Die Gonaden wurden mit einer Pinzette zerteilt, um das Geschlecht der Fische zu bestimmen, die Schwimmblase wurde der Länge nach aufgeschnitten und untersucht. Von Leber, Milz, Niere und der Schwimmblasenwand wurden Quetschpräparate angefertigt, indem die Organe zwischen zwei Petrischalen gepresst wurden, um eingekapselte Parasiten erkennen zu können. Je nach Fischart wurde der Magen bzw. der Darm der Länge nach aufgeschnitten. Die enthaltenen Nahrungsbestandteile samt Mucus wurden vorsichtig mit dem stumpfen Ende einer Pinzette herausgeschabt und auf Parasiten untersucht. Die isolierten Parasiten wurden in einem Blockschälchen mit NaCl-Lösung gesammelt und vom restlichen Wirtsgewebe befreit. Für die molekulargenetische Untersuchung sowie zur Aufbewahrung und Herstellung von Dauerpräparaten wurden die Parasiten in Gewinde-Präparategläsern mit 70%igem bzw. 100%igem Ethanol konserviert.

Die bei allen Untersuchungen und Methoden verwendeten Materialien wie Chemikalien, Geräte und Programme sind dem Anhang II-3 (Tab. II-3.1) zu entnehmen.

3.4.4 Molekulargenetische Untersuchungen

Für die molekulargenetische Artbestimmung wurden Vertreter diverser Gattungen der Großgruppen Myxozoa, Digenea und Cestoda nach ihrer Isolierung in 100%igem Ethanol aufbewahrt. Die molekulargenetisch untersuchten Parasiten stammen aus diversen Fischarten des Untersuchungsgewässers MS. Alle verwendeten Reagenzien wurden, wenn nicht anders angegeben, im höchstmöglichen Reinheitsgrad vom Hersteller Peclab GmbH (Erlangen) bezogen. Die DNA-Oligonucleotide (Primer) wurden durch die TIB MOLBIOL Syntheselabor GmbH (Berlin) synthetisiert.

DNA-Extraktion: Die DNA-Isolierung wurde mit dem peqGOLD Tissue DNA Mini Kit mit autoklavierten Materialien nach Anweisung durchgeführt. Dazu wurden die Parasiten auf Petrischalen mit sterilem Skalpell zerschnitten und in Eppendorfgefäße mit 400 µl DNA Lysis Buffer T überführt. Nach der Zugabe von 20 µl Proteinkinase K und 15 µl RNase A wurden die Proben bei 50°C je nach Probengröße für 30 min bis 3 h in einem Thermo-Schüttelbad inkubiert. Nach dem Zentrifugieren (30 sek bei 10 000 U/min) wurde der Überstand in ein neues Eppendorfgefäß überführt. Nach dem Hinzufügen von 200 µl DNA Binding Buffer wurde die gesamte Probe auf die Perfect Bind DNA Column mit Collection Tubes pipettiert. Anschließend wurden die Proben im Wechsel bei 10 000 U/min je nach Probengröße für 1 bzw. 2 min zentrifugiert, mit 650 µl DNA Wash Buffer gewaschen und am Ende trocken zentrifugiert. Auf die DNA-Säulen wurde je nach Probengröße 50-200 µl Elution Buffer gegeben, 3 min bei Raumtemperatur inkubiert und 1 min bei 6 000 U/min erneut zentrifugiert.

Polymerasekettenreaktion (PCR): Für die Vervielfältigung der im ersten Schritt gewonnenen DNA wurde in der PCR mithilfe von spezifischen Oligonucleotidprimern (Anhang II-3, Tab. II-3.2) und einer hitzebeständigen Taq-Polymerase die gewünschte Sequenz des Templates selektiv und exponentiell amplifiziert. Dazu wurde ein PCR-Mastermix mit diversen Reagenzien wie der aus thermophilen Bakterien *Thermus aquaticus* gewonnene Taq-Polymerase, dem Reaktionspuffer y, den dNTPs, den Vorwärts- und Rückwärts-Primern und dem doppelt destilliertem Wasser angefertigt. Dem Mastermix (Anhang II-3, Tab. II-3.3) wurde die zuvor gewonnene DNA zugesetzt, wobei eine Kontrollprobe DNA frei gelassen wurde, um mögliche Kontaminationen der Proben auszuschließen. Eine Voraussetzung für die PCR ist, dass die Nucleotidsequenzen des zu vermehrenden DNA-Abschnitts bekannt sind. Während der PCR wurden drei molekulare Abläufe wie die Denaturierung, Primer-Annealing und Extension bei bestimmten Temperaturen wiederholt. Bei der Denaturierung wurde die doppelsträngige DNA auf 94-96°C erhitzt, wodurch die Wasserstoffbrücken zwischen den DNA-Strängen aufgebrochen wurden. Für das Primer-Annealing wurde die Temperatur je nach Primer auf 46-55°C herabgesetzt und zwischen 20 sek und 2 min gehalten. Dabei fand eine spezifische Anlagerung der beiden Primer an die DNA-Zielsequenz statt. Wird die Temperatur zu niedrig gewählt, entstehen viele unspezifische Produkte indem sich die Primer nicht an die richtigen Sequenzen anlagern. Ist die Temperatur zu hoch, kommt es zu einer zu großen thermischen Bewegung der Primer, so dass es selten zu Anheftung kommt. Eine optimale Temperatur liegt daher 5-10°C unter dem Schmelzpunkt des Primers (55-65°C). Während der letzten Phase, der Primer-Extension, wurden durch die Taq-Polymerase neue Einzelstränge mit Beginn am 3'Ende des angelagerten Primers synthetisiert (Anhang II-3, Tab. II-3.2).

Agarose-Gelelektrophorese: Der quantitative Nachweis der PCR-Produkte findet durch die Auftrennung der Nukleinsäuren in Abhängigkeit ihrer Größe statt. Durch die Variation der Agarosekonzentration können lineare DNA-Fragmente der Größe 0,1 kbp bis 60 kbp separiert werden. Dazu wurde nach Standardmethoden 0,8-

1%iges Agarosegel (0,8 g bzw. 1 g Agarose auf 100 ml TAE Puffer (980 ml aqua dest. + 20 ml 50× TAE-Puffer)) hergestellt (Anhang II-3, Tab. II-3.3). Grundsätzlich wandern die negativ geladenen Nukleinsäuren unter Anlegung eines elektrischen Feldes durch das Gel von der Kathode zur Anode. Die Größe der Nukleinsäure-Fragmente beeinflusst direkt ihre Geschwindigkeit, mit der die Fragmente durch die Poren zwischen den Gelfasern wandern. Demnach gilt: Je kleiner die Fragmente, desto schneller bewegen sich diese. Nach dem Herstellen des Agarosegels mit den entsprechenden Geltaschen wurde das Gel in die mit dem TAE-Puffer gefüllte Laufkammer überführt. In die erste Geltasche wurde ein standardisierter Größenmarker zur Überprüfung der Fragmentgröße gegeben. In weitere Geltaschen wurde 1 µl des Gel-Mastermixes (1,17 µl Gel Red in 250 µl Aqua Dest. + 350 µl Ladepuffer) hinein pipettiert, welches zuvor auf einem Parafilm mit 5 µl des PCR-Produktes vermischt wurde. Das Gel Red ist ein Fluoreszenzfarbstoff und wird zur Visualisierung der getrennten Nucleinsäuren im UV-Licht genutzt, wobei es das üblich verwendete, toxische Ethidiumbromid (EtBr) ersetzt. Je nach Parasitengroßgruppe wurden die DNA-Fragmente bei 130 mA und 130 V zwischen 30 min und 50 min aufgetrennt (Anhang II-3, Tab. II-3.3). Anschließend wurden die getrennten Nukleinsäuren durch die Anregung mit UV-Licht auf einem Transilluminator visualisiert und mithilfe einer Digitalkamera fotografisch dokumentiert.

Purifikation: Bei einer ausreichenden Bandenintensität wurde die entsprechende Probe mithilfe des peqGold Cycle-Pure Kits nach Angaben des Herstellers purifiziert, also aufgereinigt. Dazu wurde das Volumen des PCR-Ansatzes mit dem gleichen Volumen des CP Buffers versetzt, in PerfectBind DNA Columns überführt und 1 min bei 10 000 U/min zentrifugiert. In den folgenden zwei Schritten wurden die Proben im Wechsel mit 750 µl CG Wash Buffer und dem erneuten Zentrifugieren bzw. dem Trocken-Zentrifugieren gereinigt und darauf folgend durch 30-50 µl Elutions Buffer eluiert. Auf die Inkubation bei Raumtemperatur von 1 min folgte das letzte 1 min lange Zentrifugieren bei 5000 U/min.

Sequenzierung: Für die Sequenzierung wurden im autoklavierten Eppendorfgefäß 5 µl der aufgereinigten Probe mit 2 µl des jeweiligen Primers versetzt, mit Prepaid-Labels beklebt und für die Sequenzierung zum Sequenzierlabor SeqLab GmbH (Göttingen) eingeschickt.

Literatur: Schmid (2002), Brown (2007), Wrba et al. (2011), Nordheim & Knippers (2015)

3.4.5 Färbemethodik und Dauerpräparate-Herstellung

Silbernitratfärbung: Die Färbung der Abstriche erfolgte nach einer in Konzentration und Imprägnationszeit abgewandelten Methode der trockenen Silberimprägnierung nach Klein (1926, 1958). Dazu wurden die Objektträger mit einer 5%igen Silbernitratlösung (AgNO_3) beschichtet und für 30 min in Dunkelheit imprägniert (in Originalliteratur 2%ige AgNO_3 für 6-8 min). Anschließend wurden die Präparate mit destilliertem Wasser abgespült und einer 50 minütigen Entwicklungsphase unter UV-Licht unterzogen. Die gefärbten Abstriche konnten nach der Lufttrocknung unter dem Mikroskop bei einer 100fachen Vergrößerung auf das Vorkommen von Protozoen und Myxozoen untersucht werden. Zur Artbestimmung wurden von den positiven Präparaten mit Hilfe von ein paar Tropfen HistoChoice® und einem Deckglas Dauerpräparate hergestellt.

Salzsäure-Karmin-Färbung und Einbettung in Kanadabalsam: Die isolierten Parasiten ausgewählter Großgruppen wurden mit der Salzsäure-Karmin-Färbung nach Mayer-Schuberg (Reichenow et al. 1969, Palm 2004) behandelt. Diese Färbemethode dient vor allem der Rotfärbung der Genitalorgane wobei das sekundenschnelle Eindringen der Farbe hervorzuheben ist. Für die Herstellung der Salzsäure-Karmin-

Stammlösung wurden 4 g Karmin in einen Rundkolben gegeben und mit 15 ml destilliertem Wasser und 1,5 ml konzentrierter Salzsäure (HCl) 30 min bei 100°C unter Rückflusskühlung gekocht. Der abgekühlten Lösung wurden 85 ml 95%igen Ethanol hinzugefügt. Um die Stammlösung von unlöslichen Feststoffen zu befreien, wurde diese anschließend durch einen Faltenfilter gefiltert. Die in 70%igem Ethanol gelagerten Parasiten wurden in die Blockschälchen mit der Salzsäure-Karmin-Stammlösung überführt. Abhängig von ihrer Größe wurden die Parasiten zwischen 10 sek (bei kleinen Digenea) und bis zu 5 min (bei Acanthocephala) gefärbt. Alle angefärbten Parasiten wurden im nächsten Schritt in 70%iges Ethanol überführt und bei Bedarf mit zwei bis drei Tropfen 2%iger Salzsäure-Ethanol-Lösung entfärbt. Anschließend wurden die Parasiten über eine aufsteigende Alkoholreihe (70%, 80%, 90%, 2 x 99,8%) jeweils 15 min entwässert. Zur Aufhellung wurden die entwässerten Parasiten in ein Eugenol-Ethanol-Gemisch im Verhältnis 1:1 überführt, wobei der letzte Schritt aus der Behandlung mit reinem Eugenol bestand. Die Herstellung der Dauerpräparate erfolgte, indem man die gefärbten Parasiten in einen Xylol-Kanadabalsam-Tropfen (Verhältnis 1:1), welcher zuvor auf einen mit Ethanol gereinigten Objektträger aufgetragen wurde, überführte. Unter einem Binokular wurden die Parasiten so ausgerichtet, dass alle bestimmungsrelevanten Organe gut sichtbar waren. Mittels eines Deckgläschens wurde das Präparat verschlossen und bis zur lichtmikroskopischen Untersuchung mehrere Tage getrocknet. Im letzten Schritt erfolgte die Beschriftung der Dauerpräparate mit der Fischart, dem Fundort am oder im Fisch, der Probennahmestelle, dem Probennahmedatum und der Parasitenbezeichnung.

Herstellung der Glycerinpräparate: Von ausgewählten Exemplaren der Großgruppen Digenea, Monogenea, Cestoda, Nematoda, Acanthocephala, Crustacea, Hirudinea und Gastropoda wurden Glycerinpräparate angefertigt. Hierzu wurde die von Riemann (1988) etablierte Methode abgewandelt mit dem Ziel, bestimmungsrelevante Organe aufzuhellen. Die Parasiten wurden aus dem Gewinde-Präparateglas in ein Blockschälchen mit Riemanns-Reagenz, einem Ethanol-Glycerin-Gemisch (35% absolutes Ethanol, 4% Glycerin, 61% Aqua dest.), überführt. Die Blockschälchen wurden über Nacht auf einer Heizplatte bei 35°C inkubiert, damit das Ethanol im Gewebe vollständig verdunsten und durch Glycerin ersetzt werden konnte. Anschließend wurde ein Tropfen 98%iges Glycerin auf einen mit Ethanol gereinigten Objektträger gesetzt. Mit einer Pinzette wurden die Parasiten vorsichtig in den Glycerintropfen überführt und unter dem Binokular in die gewünschte Position ausgerichtet. Ein zuvor mit Ethanol gereinigtes Deckgläschen wurde an allen vier Ecken mit Fimo® versehen und über den Glycerintropfen gelegt. Im Folgenden wurden Paraffin-Linsen an die Ränder des Deckgläschens platziert und auf eine zuvor auf 60°C vorgeheizte Heizplatte gelegt. Nach kurzer Zeit schmolz das Paraffin, zog sich durch die Kapillarkräfte unter das gesamte Deckglas und umfloss das Glycerin. Der Objektträger wurde zügig von der Heizplatte entfernt, um mögliche Schäden am Parasiten zu vermeiden. Nach Erkalten des Präparats wurde überschüssiges Paraffin mit einem Tuch entfernt und das Präparat mit Klarlack versiegelt. Nach der vollständigen Beschriftung waren die Dauerpräparate für lichtmikroskopische Untersuchungen und Dokumentation vorbereitet.

3.4.6 Dokumentation

Die Dokumentation der nachgewiesenen Parasitenarten erfolgte in systematischer Reihenfolge innerhalb der Parasitengroßgruppen, ausgehend vom höchsten Taxon (Ordnung, Familie, Gattung, Art) mithilfe von bestimmungsrelevanter Fachliteratur. Die Glycerin- und Kanadabalsampräparate wurden unter dem Mikroskop mit Nomarski-Kontrast (Differentialinterferenzkontrast (DIC)) untersucht und fotografisch dokumentiert.

Unter Verwendung eines Fotoaufsatzes mit Digitalkamera wurden Fotos mit unterschiedlichen Vergrößerungsaufsätzen angefertigt. Darüber hinaus wurden die zur Differentialdiagnose notwendigen morphologischen Merkmale des Parasiten mithilfe des Mikroskops vermessen.

Rasterelektronenmikroskopie (REM): Die Rasterelektronenmikroskopie erfolgte an ausgewählten Parasitenarten im Elektronenmikroskopischen Zentrum (EMZ) der Universitätsmedizin Rostock. Zur Vorbereitung wurden die in 70%igem Ethanol gelagerten Parasiten mithilfe einer aufsteigenden Acetonreihe (70%, 80%, 90%, 2x99, 8%) jeweils 15 min entwässert. Das Ziel der Kritisch-Punkt-Trocknung nach Anderson (1951) ist die schonende Trocknung des Parasitengewebes ohne Beschädigung der Oberflächenstrukturen. Der Trocknung liegt die Tatsache zugrunde, dass unter einem bestimmten Druck die Oberflächenspannung flüssiger Gase gering ist. Wird die Temperatur erhöht, geht das flüssige Kohlendioxid CO₂ in einen gasförmigen Zustand ohne Beeinträchtigungen der Oberfläche über. Dafür wurde im ersten Schritt bei einer Kühlung von 5°C im Parasitengewebe das vorhandene Aceton gegen CO₂ substituiert. Mit einem Druck von 75,8 bar und einer Temperatur von 35-36°C wurde dann die Phasengrenze des CO₂ zwischen flüssig in gasförmig aufgehoben. Anschließend wurde die Oberfläche für die Elektronenmikroskopie leitfähig gemacht, indem die Parasiten in einem Sputter Coater mit einer Gold-Palladium-Schicht überzogen wurden. Auf diese Weise vorbereitete Präparate konnten in einem Rasterelektronenmikroskop fotodokumentiert werden.

3.5 Parasitologische Datenerhebung

Für die Erhebung der Befallszahlen wurden parasitologische Standardberechnungen, Diversitätsindizes und Dominanzindizes durchgeführt, wodurch ein Vergleich zwischen einzelnen Parasitenarten, unterschiedlichen Gewässern und anderen Studien ermöglicht wird. Alle durch eine Abstrichnahme detektierten Ciliaten wie die Trichodinen oder *Apisoma piscicolum*, *Epistylis lwoffii*, *Ichthyophthirius multifiliis* sowie alle Vertreter der Großgruppe Myxozoa konnten nicht vollständig ausgezählt werden, da durch einen Abstrich immer nur ein Ausschnitt der tatsächlichen Fauna repräsentiert wird. Daher wurden diese Parasiten grundsätzlich als an- oder abwesend bewertet, wobei lediglich die Prävalenzen der betreffenden Art berechnet wurden. Folglich sind die Protozoa und Myxozoa aus den Berechnungen des Diversitätsindex ausgeschlossen. Für eine Vergleichsbasis zwischen Fischarten mit und ohne Untersuchung auf Protozoa und Myxozoa, wurde der Dominanzindex (Evenness) stets ohne diese Großgruppen bei der Gesamtanzahl der Parasitenarten berechnet. Auch bei der Gesamtindividuenzahl wurden Protozoa und Myxozoa aus genannten Gründen nicht berücksichtigt (hier: N=Gesamtindividuenzahl im Untersuchungsgebiet).

Nicht bis zur Art identifizierte Parasitenarten (z. B. *Diplostomum* spp., *Trichodina* spp.) bei der gleichen Fischart (relevant bei Anhang V-3, Tab. V-3.1) werden in den Listen der deutschlandweit nachgewiesenen Parasitenarten (Anhang V-2) nicht als eine neue Art gezählt, wenn in den Vergleichsstudien Parasitenarten der gleichen Gattung bereits bis zur Art bestimmt wurden. Auf diese Weise wird verhindert, dass z. B. *Trichodina* spp. mehrmals gezählt wird. Auch in den hier nachgewiesenen Parasitenfaunen werden *Trichodina* sp. und *Trichodina* spp. dann als eine bzw. zwei Arten gezählt, wenn kein bis zur Art identifizierter Parasit (relevant bei *A. brama*) der Gattung *Trichodina* auf diesem Fisch nachgewiesen wurde.

Wurden Parasiten bzw. deren Larvalstadien gefunden, welche während der Präparation einer Gattung jedoch nicht verschiedenen Arten zugeordnet werden konnten, wurde zunächst die Befallsintensität auf die Individuen der jeweiligen Gattung bezogen. In einem zweiten Schritt wurden dann bis zu 35 Individuen einzeln präpariert

und bis auf das Artniveau bestimmt. Das Verhältnis der dann nachgewiesenen Parasitenarten wurde auf die ursprünglich gefundene Intensität bezogen und hochgerechnet. Dieses war bei den ektoparasitischen Kiemenwürmern *Pseudodactylogyrus anguillae* und *P. bini* sowie bei den digenetischen Cysten von *Ichthyocotylurus platycephalus* und *I. variegatus* notwendig. Alle hochgerechneten Werte wurden in den Rohdaten mit einem Sternchen markiert.

Parasitologische Standardberechnungen (nach Bush et al. 1997)

Prävalenz (P [%]): Die Prävalenz bestimmt den prozentualen Anteil mit einer Parasitenart infizierter Fische innerhalb einer Probe.

$$P [\%] = \frac{P_i}{P_\Sigma} \times 100$$

P_i = Anzahl der mit einer Parasitenart i befallenen Fische

P_Σ = Anzahl aller untersuchten Fische der Probe

Intensität/mittlere Intensität (I/ml): Die Intensität wird als Bereich angegeben und gibt die Anzahl an Parasiten einer Art pro Fisch an. Die mittlere Intensität hingegen gibt den Mittelwert der Parasiten einer Art aller mit dieser Parasitenart befallenen Fische an (Zahl ohne Einheit).

$$mI = \frac{mI_i}{mI_\Sigma}$$

mI_i = Anzahl der Parasiten einer Art i

mI_Σ = Anzahl aller mit der Parasitenart i befallenen Fische der Probe

Mittlere Abundanz (mA): Die mittlere Abundanz ist die Gesamtanzahl von Parasiten einer Art, dividiert durch alle untersuchten Fische.

$$mA = \frac{mA_i}{mA_\Sigma}$$

mA_i = Anzahl der Parasiten einer Art i

mA_Σ = Anzahl aller untersuchten Fische der Probe

Relative Häufigkeit (p_i [%]): Die relative Häufigkeit bestimmt den prozentualen Anteil von Parasiten einer Art in Bezug auf alle Parasiten sämtlicher Arten.

$$p_i [\%] = \frac{n_i}{N} \times 100$$

n_i = Anzahl der Parasiten einer Art i

N = Anzahl der Parasiten sämtlicher Arten (Gesamtindividuenzahl)

Kern- und Satellitenarten: Zur Kennzeichnung von ökologisch bedeutenden Parasitenarten wurde durch Holmes & Price (1986) sowie Holmes (1991) eine Einteilung in Kern- und Satellitenarten entwickelt. Als Kernart bezeichnet man eine Parasitenart, die mit einer Prävalenz von 60-100% auftritt. Bewegt sich der Prävalenzbereich der Parasiten zwischen Kern- und Satellitenart (40-60%), werden sie Sekundärarten genannt. Liegt die Prävalenz einer Parasitenart zwischen 5-40%, wird sie als Satellitenarten definiert. Die Parasitenarten unter <5% werden als „selten“ bezeichnet.

Wirtsspezifität: Die Wirtsspezifität einer Parasitenart wird durch die Prävalenz und die Intensität des Befalls zum Ausdruck gebracht. Parasitenarten mit einem breiten Wirtsspektrum werden als Generalisten bezeichnet, diejenigen mit einem engen Wirtsspektrum dagegen als Spezialisten (Lucius & Loos-Frank 2008). Laut Zander (1998) lassen die Anteile an Generalisten und Spezialisten in der Gemeinschaftsstruktur der Parasiten Rückschlüsse auf Alter und Qualität des Lebensraumes zu. Für die vorliegende Arbeit wurden vier Stufungen von bei Fischen parasitierenden Generalisten (G, g) und Spezialisten (S, s) definiert:

Generalist (G)=Parasitenart kommen bei vielen Fischarten unterschiedlicher Ordnungen vor

Generalist (g)=Parasitenart kommen bei bestimmten Fischarten unterschiedlicher Ordnungen vor

Spezialist (S)=Parasitenart ist auf eine Fischart spezialisiert

Spezialist (s)=Parasitenart kommt überwiegend bei einer Fischart, seltener bei anderen Fischarten gleicher Ordnung vor

Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis (E/E-Ratio (R)): Nach Palm & Rückert (2009) können die Umweltbedingungen im Gewässer durch das Verhältnis von Ekto- zu Endoparasitenarten ausgedrückt werden. Dafür wird die Anzahl der Ektoparasiten durch die Anzahl der Endoparasiten dividiert. Dabei gilt: Je niedriger der resultierende Wert, desto besser ist der ökologische Zustand des Gewässers.

$$R = \frac{\text{Ektoparasiten}}{\text{Endoparasiten}}$$

Wirts- und Gebietsnachweise: Ein neuer Wirtsnachweis ist der erste Nachweis einer Parasitenart in einem bestimmten Wirt. Ein neuer Gebietsnachweis ist der erste Nachweis einer Parasitenart in einem bestimmten Gebiet. Dabei wird hier zwischen drei Gebietsnachweisen (D/DF/MV) unterschieden:

Gebietsnachweis (D): Ein neuer Gebietsnachweis in Deutschland, d. h. die jeweilige Parasitenart wurde unabhängig von der Fischart erstmalig in Deutschland nachgewiesen

Gebietsnachweis (DF): Ein neuer Gebietsnachweis für diese Fischart in Deutschland, d. h. die jeweilige Parasitenart wurde erstmalig auf einer bestimmten Fischart in Deutschland nachgewiesen

Gebietsnachweis (MV): Ein neuer Gebietsnachweis für die Binnengewässer Mecklenburg-Vorpommerns, d. h. die jeweilige Parasitenart wurde unabhängig von der Fischart erstmalig in den Binnengewässern MVs nachgewiesen

Diversitätsindizes

Shannon-Wiener Index (H'): Der Shannon-Wiener Index beschreibt die Artenvielfalt/Diversität in einem Untersuchungsgebiet und liefert Informationen über Zusammenhänge in der Besiedlungsstruktur der Parasiten indem er neben der Artenzahl auch die Individuenzahl berücksichtigt. Die Werte können zwischen 0 und 4,6 liegen, wobei das Vorkommen von nur einer Parasitenart im Untersuchungsgebiet dem Wert 0 entspricht. Befinden sich hingegen mehrere Parasitenarten auf einem Wirt, geht der Wert gegen 4,6. Betrachtet man den Shannon-Wiener Index (nach Palm & Rückert 2009, Kleinertz 2010, Kleinertz et al. 2015) explizit im Bezug nur auf Endoparasiten können u. a. genauere Aussagen zur Artenvielfalt getroffen werden.

$$H' = - \sum_{i=1}^s p_i \ln p_i$$

s=Gesamtanzahl der Parasitenarten

p_i=relative Häufigkeit einer Art i aus der Gesamtindividuenzahl

Simpson Index (D): Der Simpson Index gibt die Wahrscheinlichkeit an, mit der ein zweites erfasstes Individuum der gleichen Art angehört. Der Simpson Index ist negativ mit der Diversität korreliert und wird hier in der reziproken 1/D Form angegeben. Der niedrigste mögliche Wert liegt bei 1. Je höher das berechnete Ergebnis, desto geringer ist die Wahrscheinlichkeit, dass es sich um die gleiche Art handelt, und desto höher ist die Biodiversität im Untersuchungsgebiet.

$$D = \frac{1}{\sum_{i=1}^s (p_i)^2}$$

Dominanzindizes

Evenness (E): Die Evenness berechnet sich über den Shannon-Wiener Index (H'), indem ein Quotient aus der bei H' ermittelten Diversität mit der maximal möglichen Diversität gebildet wird. Der errechnete Wert beschreibt die Gleichverteilung der einzelnen Parasitenarten und eignet sich besonders bei der Analyse von Lebensgemeinschaften, da er im Gegensatz zum H' Schwankungen in der Individuenzahl der vorkommenden Arten berücksichtigt. Der Dominanzindex drückt sich in Zahlen zwischen 0 und 1 aus, wobei ein Index gegen 0 eine Dominanz einer oder weniger Arten in Bezug auf ihre Individuenzahl ausdrückt. Ein Index, der nahe 1 liegt, weist auf eine ähnliche Verteilung der einzelnen Arten hinsichtlich ihrer Individuenzahl hin.

$$E = \frac{H'}{\ln s}$$

H' = Shannon-Wiener Index
s = Gesamtanzahl der Parasitenarten

Berger-Parker Index (BP): Der Berger-Parker Index charakterisiert den Grad der Dominanz der am häufigsten auftretenden Art, bezogen auf die Gesamtindividuenzahl im Untersuchungsgebiet.

$$BP = \frac{N_{\max}}{N}$$

N_{max} = Individuenzahl der dominanten Art
N = Gesamtindividuenzahl im Untersuchungsgebiet

3.6 Statistische Analyse

Zur Bewertung und Darstellung der Datenverteilung einer Stichprobe wurden folgende statistische Analysemethoden herangezogen:

Arithmetisches Mittel (\bar{x}): Das arithmetische Mittel wird auch als Durchschnitt bezeichnet und ist ein Mittelwert aus allen auftretenden Werten dividiert durch ihre Anzahl.

$$\bar{x} = \frac{1}{n} \times \sum_{i=1}^n x_i$$

n = Stichprobenumfang
x_i = Messwert

Standardabweichung (σ): Die Standardabweichung gibt die mittlere Abweichung vom Erwartungswert an und ist die Wurzel aus der Varianz.

$$\sigma = \sqrt{\sigma^2} = \sqrt{\frac{1}{n-1} \times \sum_{i=1}^n (\bar{x} - x_i)^2}$$

σ² = Varianz der Grundgesamtheit
x_i = Messwert
x̄ = Arithmetisches Mittel
n = Stichprobenumfang

Standardfehler (σ_x): Der Standardfehler des arithmetischen Mittels gibt die theoretische Streubreite des Stichprobenmittelwertes an. Ein größerer Stichprobenumfang führt dabei zu einer geringeren Streuung.

$$\sigma_x = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$$

σ =Standardabweichung
 n =Stichprobenumfang

3.6.1 Multivariate Verfahren

Bei Multivariaten statistischen Methoden werden Datenpunkte auf der Basis der Artenzusammensetzung in einem Koordinatensystem visualisiert (PRIMER), um ohne Informationsverlust einen multidimensionalen Raum auf wenige Dimensionen zu reduzieren. Dabei gilt: Je näher die Datenpunkte zueinander liegen, desto ähnlicher ist ihre Artzusammensetzung. Unter Verwendung eines Ähnlichkeitsindex wird eine Ähnlichkeitsmatrix berechnet, wobei der Bray-Curtis Index mit transformierten Daten (Quadratwurzel= $\sqrt{}$) verwendet wird. Das daraus resultierende Diagramm stellt die Ähnlichkeit der beteiligten Arten dar, wobei häufige Arten auch höher gewichtet werden (Kleinertz et al. 2014, Kleinertz & Palm 2015).

Cluster-Analyse: Unter Cluster-Analyse versteht man die Einteilung der Proben in homogene Gruppen. Die Proben innerhalb der Gruppen sollen bezüglich ihrer Variablen möglichst ähnlich sein im Vergleich zu anderen Gruppierungen. Die graphische Darstellung der mathematisch definierten Cluster (Haufen) wird in einem Dendogramm zusammengefasst (Elsner 2009).

MDS Plots: Bei der Multidimensionalen Skalierung (MDS Plots) werden Abundanzdaten mithilfe der Quadratwurzel transformiert, um den Einfluss von hoch abundanten Arten zu reduzieren. Durch den Stresswert wird die Qualität der Skalierung dargestellt. Liegen die Werte dabei unter $<0,05$ ist die Darstellung als exzellent zu bewerten, bei Werten zwischen $0,05$ und $<0,2$ handelt es sich um eine weitgehend realistische Darstellung. Bei Werten über $0,2$ sind die Abstände im Diagramm nicht vertrauenswürdig (Kleinertz 2010).

ANOSIM: ANOSIM ist eine Analyse von Ähnlichkeiten (Analysis of Similarities), bei der Signifikanzen zwischen Datengruppen berechnet werden. Der R-Wert liegt zwischen -1 und $+1$ und gibt die Unterschiede zwischen bzw. innerhalb der Datenpunkte an. Ein Wert von -1 bedeutet, dass ähnliche Datenpunkte außerhalb der Gruppe liegen. Der Wert 0 sagt aus, dass kein Unterschied vorliegt, während ein Wert von $+1$ für die Lokalisation der Werte innerhalb der Gruppe steht. Für die angegebenen Signifikanzwerte gilt, dass Werte bis 5% innerhalb des Vertrauensbereiches liegen und demnach signifikant sind.

SIMPER: Diese Analysemethode gibt an, welche Parasitenarten an der Unterscheidung zwischen zwei Gruppen verantwortlichen sind. Das „cut-off-level“ liegt dabei bei 90% .

4. Ergebnisse

In der vorliegenden Arbeit wurden insgesamt 375 Fische, zugehörig zu den Ordnungen der Karpfenartigen (Cypriniformes), der Barschartigen (Perciformes) und der Aalartigen (Anguilliformes), parasitologisch und nahrungsökologisch untersucht. Die Fische stammten aus dem Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See (MS) in Mecklenburg-Vorpommern (MV), aus dem Vergleichsgewässer Hohen Sprenger See (HSS) in MV sowie aus dem Vergleichsgewässer Baltezers See (BS) in Lettland. Aus der Ordnung der Karpfenartigen wurden der Blei (*Abramis brama*), der Ukelei (*Alburnus alburnus*), die Güster (*Blicca bjoerkna*), der Giebel (*Carassius gibelio*), das Rotaugen (*Rutilus rutilus*), die Rotfeder (*Scardinius erythrophthalmus*) und die Schleie (*Tinca tinca*) untersucht. Die Ordnung der Barschartigen wurde durch die zwei Fischarten Kaulbarsch (*Gymnocephalus cernua*) und Flussbarsch (*Perca fluviatilis*) vertreten. Aus der Ordnung der Aalartigen wurde der Europäische Aal (*Anguilla anguilla*) untersucht. Das Rotaugen wurde in den Gewässern MS, HSS und BS beprobt, die anderen Zielfischarten wurden dem MS entnommen. Insgesamt konnten 74 unterschiedliche Parasitenarten (Kapitel 4.3) sowie 22 Nahrungsorganismen (Kapitel 4.2) identifiziert werden. Eine Vorstellung der einzelnen Fischarten, ihrer Morphologie und Lebensweise ist dem Anhang I zu entnehmen. Im Anhang III sind sämtliche nachgewiesene Parasitenarten taxonomisch beschrieben und auf Fototafeln (Anhang IV) dargestellt. Ergänzend werden neben der Artdiagnose die Morphometrie sowie die Besonderheiten der jeweiligen Parasitenart genannt.

4.1 Fischereibiologische Befunde

Die untersuchten Fischarten wurden bei der Beprobung so ausgewählt, dass sie innerhalb einer Fischart möglichst ähnliche Längen aufwiesen, um eine Vergleichbarkeit der Parasitenfauna zu gewährleisten. Die Tabelle 3 gibt einen Überblick über das Beprobungsgewässer, das Beprobungsjahr, das Geschlecht der Fische, ihre Total- und Standardlänge (TL, SL), ihr Total- und Schlachtgewicht (TG, SG) sowie die aus den Messungen resultierenden Konditionsfaktoren (K) und Hepatosomatischen Indices (HSI). Die gemessenen Werte sind als Mittelwert und Bereich angegeben. Nicht immer konnten sämtliche Parameter vollständig bestimmt werden, daher wird die tatsächliche Anzahl der durchgeführten Messungen für jeden Parameter angegeben.

In den Untersuchungsgewässern MS und HSS konnten zu 77,1-100,0% weibliche Fische nachgewiesen werden, lediglich im BS überstieg der Anteil der männlichen Fische (55,8%) den der weiblichen. Unter sämtlichen Zielfischarten blieb der Anteil der juvenilen Fische gering und belief sich wie bei *T. tinca* auf maximal 20,0%. Generell variierten die gemessenen Längen und Gewichte je nach Fischart, und es ergaben sich für die kleineren Fische wie den Ukelei Durchschnittslängen von TL=13,7 cm (12,5-15,4 cm). Beim Aal dagegen konnten durchschnittliche Totallängen von TL=55,7 cm (46,0-71,0 cm) ermittelt werden. Lediglich die Maße der Rotaugen konnten gewässerübergreifend bestimmt werden, da diese Fischart in drei Gewässern beprobt wurde. Die höchsten Totallängen konnten bei Rotaugen aus dem HSS dokumentiert werden (TL=17,0 cm, 15,0-20,5 cm), während im BS im Durchschnitt die kleinsten Exemplare gefangen wurden (TL=12,8 cm, 10,7-22,0 cm). Genauso variierte das Totalgewicht grundsätzlich zwischen den Fischarten. Auch hier zählte der Ukelei zu den leichtesten Fischarten (TG=16,4 g, 12,3-20,3 g), während der Aal (TG=310,7 g, 183,2-723,2 g) am schwersten war. Analog zu den höchsten Totallängen kamen die schwersten Rotaugen aus dem HSS mit TG=44,1 g (29,2-87,6 g). Die leichtesten Rotaugen wurden im BS gefangen (TG=20,6 g, 9,4-128,2 g).

Tab. 3: Fischereibiologische Parameter der zehn untersuchten Fischarten. BS: Baltezers See, HSI: Hepatosomatischer Index, HSS: Hohen Sprenzer See, j: juvenil, K: Konditionsfaktor, m: männlich, MS: Malchiner See, n: Anzahl der Fische bzw. Anzahl der Messungen, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, w: weiblich

Karpfenartige	Gewässer	Jahr	m	w	j	n	TL [cm]	SL [cm]	TG [g]	SG [g]	K	HSI
<i>Abramis brama</i>	MS	2011	4	27	4	35	29,8 (18,6-39,5) (n=21)	22,4 (13,5-33,3) (n=35)	268,7 (47,9-770,7) (n=35)	238,1 (44,2-644,4) (n=35)	1,1 (n=21)	1,0 (n=35)
<i>Alburnus alburnus</i>	MS	2011	2	20	0	22	13,7 (12,5-15,4) (n=22)	11,3 (10,0-12,5) (n=22)	16,4 (12,3-20,3) (n=22)	14,5 (10,9-18,0) (n=22)	0,6 (n=22)	1,1 (n=22)
<i>Blicca bjoerkna</i>	MS	2011	0	35	0	35	15,9 (11,5-21,7) (n=31)	12,7 (9,4-18,2) (n=35)	51,6 (14,2-146,9) (n=35)	46 (13,2-130,5) (n=35)	1,1 (n=31)	1,1 (n=35)
<i>Carassius gibelio</i>	MS	2011	0	7	0	7	19,3 (13,5-23,0) (n=5)	15,7 (9,2-19,5) (n=7)	134,6 (20,3-226,9) (n=7)	103,8 (16,9-169,8) (n=7)	1,8 (n=5)	8,0 (n=7)
<i>Rutilus rutilus</i>	MS	2011	0	35	0	35	15,7 (11,5-23,3) (n=30)	12,8 (9,4-24,2) (n=35)	39,9 (14,8-159,0) (n=35)	34,5 (12,6-137,7) (n=35)	1,0 (n=30)	1,2 (n=35)
	HSS	2014	5	30	0	35	17,0 (15,0-20,5) (n=33)	13,8 (12,5-17,0) (n=35)	44,1 (29,2-87,6) (n=35)	37,7 (25,6-73,7) (n=35)	0,9 (n=33)	0,8 (n=35)
	BS	2013	19	15	0	34	12,8 (10,7-22,0) (n=22)	10,4 (8,9-18,0) (n=35)	20,6 (9,4-128,2) (n=35)	17,4 (8,0-98,5) (n=32)	0,8 (n=22)	1,2 (n=33)
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	MS	2011	8	27	0	35	17,8 (15,0-25,8) (n=27)	14,7 (10,3-21,5) (n=35)	80,1 (35,1-246,5) (n=35)	71 (31,0-217,7) (n=35)	1,3 (n=27)	1,3 (n=35)
<i>Tinca tinca</i>	MS	2011	0	28	7	35	23,8 (14,8-33,8) (n=34)	19,8 (12,0-28,4) (n=35)	236,5 (41,1-715,5) (n=35)	211,2 (37,6-642,3) (n=35)	1,6 (n=34)	1,6 (n=35)
Barschartige/ Europäischer Aal												
<i>Gymnocephalus cernua</i>	MS	2011	4	31	0	35	12,1 (10,1-14,4) (n=35)	10,3 (8,8-12,0) (n=35)	19,4 (11,1-35,8) (n=35)	16,9 (9,5-29,1) (n=35)	1,1 (n=35)	1,1 (n=35)
<i>Perca fluviatilis</i>	MS	2011	2	33	0	35	16,3 (13,0-21,0) (n=33)	14,3 (11,5-18,2) (n=35)	46,7 (16,7-129,3) (n=35)	41,9 (15,2-114,1) (n=35)	1,0 (n=33)	1,0 (n=35)
<i>Anguilla anguilla</i>	MS	2011	1	30	0	32	55,7 (46,0-71,0) (n=32)	54,8 (45,5-69,5) (n=32)	310,7 (183,2-723,2) (n=32)	283,9 (164,1-667,2) (n=32)	0,2 (n=32)	1,4 (n=32)

Zur Darstellung der Fitness wurde für sämtliche Fischarten aus jedem Gewässer der Konditionsfaktor berechnet und als Balkendiagramm visualisiert (Abb. 1a). Grundsätzlich variiert der artspezifische Konditionsfaktor je nach Fischart, wodurch die hier dargestellten Konditionsfaktoren zwischen den Fischarten nicht verglichen werden konnten. Lediglich die Daten von *R. rutilus* sind vergleichend zu betrachten. Die Konditionsfaktoren sämtlicher untersuchter Rotaugen erreichten ähnliche Werte von K=0,8 (BS), K=0,9 (HSS) und K=1,0 (MS), wobei für die Rotaugen im MS der höchste Konditionsfaktor errechnet wurde. Die im Rahmen dieser Untersuchung ermittelten Hepatosomatische Indices werden in der Abbildung 1b dargestellt. Als besonders hoch erwies sich der HSI des Giebels (HSI=8,0). Analog können auch hier nur die Werte unter den Rotaugen verglichen werden. Die Rotaugen aus dem MS und dem BS erreichten die gleichen Werte (HSI=1,2), während für die Rotaugen aus dem HSS ein geringerer Mittelwert von HSI=0,8 ermittelt werden konnte.

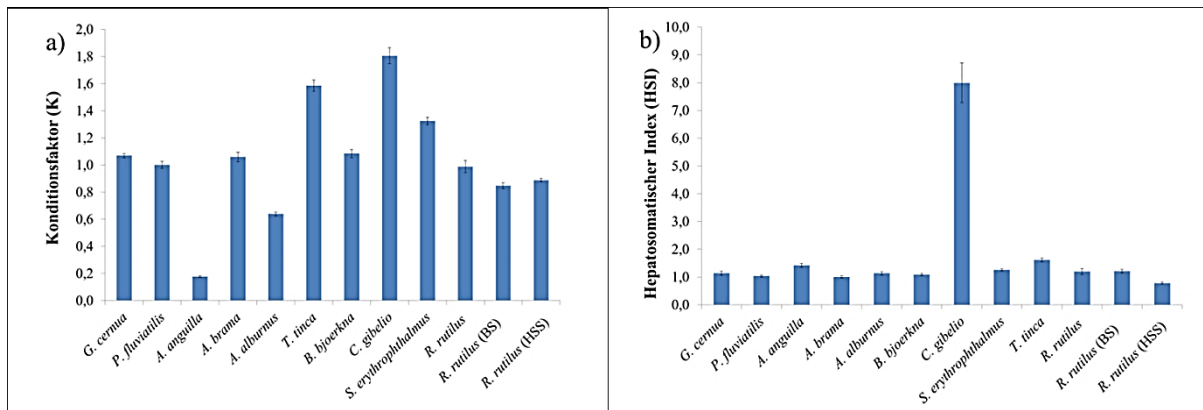


Abb. 1: a) Mittelwerte und Standardfehler (\pm) des Konditionsfaktors (K) sämtlicher Fischarten und Untersuchungsgewässer. b) Mittelwerte und Standardfehler des Hepatosomatischen Index (HSI) sämtlicher Fischarten und Untersuchungsgewässer. Wenn nicht anders beschriftet, stammen die Fische aus dem Malchiner See. HSS: Hohen Sprenger See, BS: Baltezers See

4.2 Nahrungsökologie

Im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit wurden 375 Fische nahrungsökologisch untersucht. Insgesamt konnten 691 Nahrungsorganismen, zugehörig zu 22 Arten, mit einem Gesamtgewicht von 9,93 g dokumentiert werden. Sämtliche Nahrungsorganismen wurden, wenn möglich, bis zum Artniveau bestimmt und konnten in die Großgruppen Mollusca (4), Crustacea (10) und Insecta (6) eingeordnet werden. Erbeutete Fische wurden unter Teleostei zusammengefasst und konnten in Form von Schuppen oder Flossen nachgewiesen werden. Aufgrund der Fragmentierung von isolierten Bivalvia und Gastropoda sowie des starken Verdauungsgrades vieler Organismen war das Bestimmen bis auf Artniveau nicht immer möglich. Diverses Pflanzenmaterial (Plantae) wurde nicht näher bestimmt sowie bei der Gesamtzahl der Organismen nicht berücksichtigt.

Die Mägen bzw. Därme der untersuchten Fische wurden überwiegend leer vorgefunden. Während aus 154 Mägen bzw. Därmen Nahrungsbestandteile isoliert werden konnten, waren 59% der Mägen bzw. Därme ohne Inhalt. Beim Giebel konnten keine Nahrungsbestandteile dokumentiert werden. Die auftretenden Organismen gehörten überwiegend den Crustacea an und konnten in sieben Fischarten aus zwei Gewässern (MS, BS) nachgewiesen werden. Der Artenreichtum der erbeuteten Insekten war weniger divers als der der Großgruppe Crustacea, dafür konnten die Insekten in sieben Fischarten aus zwei Gewässern (MS, BS) nachgewiesen werden. Nahrungskomponenten der Gruppe Mollusca wurden selten isoliert. Während pflanzliche Nahrung in acht Fischarten aus zwei Gewässern (MS, HSS) dokumentiert wurde, konnte räuberisches Fressverhalten für den Europäischen Aal, den Flussbarsch und die Schleie nachgewiesen werden. Im Folgenden wird die Nahrungsökologie der untersuchten Fische mithilfe der ermittelten Standardparameter (prozentuales Vorkommen der Nahrung (F [%]), prozentualer Anteil der Nahrung (N [%]), prozentualer Gewichtsanteil der Nahrung (W [%]), Index der relativen Bedeutung (IRI)) erläutert (Tab. 4 und 5).

4.2.1 Karpfenartige

Das Nahrungsspektrum der 273 untersuchten Karpfenartigen setzte sich überwiegend aus Mollusca und Crustacea zusammen (Abb. 2). Lediglich in 16% aller Därme konnten Nahrungsorganismen nachgewiesen werden. Beim Blei ($n=7$) sowie der Schleie ($n=11$) konnten die meisten Organismenarten detektiert werden. Die errechneten nahrungsökologischen Parameter (Tab. 4) wiesen auf die Dominanz der Copepoden in der Nahrungszusammensetzung des Bleis sowie der Schleie hin ($IRI=5\ 003,18$ ($N\ [%]=80,30$) und $IRI=2\ 866,87$ ($N\ [%]=46,35$)). Beim Ukelei erreichten Copepoda indet. sogar einen Wert von $IRI=14\ 677,42$. Der in vielen

Karpfenartigen häufig vorkommende Rüsselkrebs *Bosmina longirostris* erreichte den höchsten prozentualen Anteil von N [%]=62,50 im Darm der Güster. Schnecken und Muscheln konnten mit einem niedrigen prozentualen Anteil z. B. aus der Schleie (N [%]=3,43 (*Bivalvia* indet.) und N [%]=2,15 (*Gastropoda* indet.)) isoliert werden. Insektenlarven wurden selten in den Därmen der Cypriniden nachgewiesen. Der höchste prozentuale Anteil von N [%]=63,64 wurde für Insecta indet. im Darm des Rotauges (BS) ermittelt, dabei kamen in 60% aller Därme der Rotaugen Insektenlarven vor.

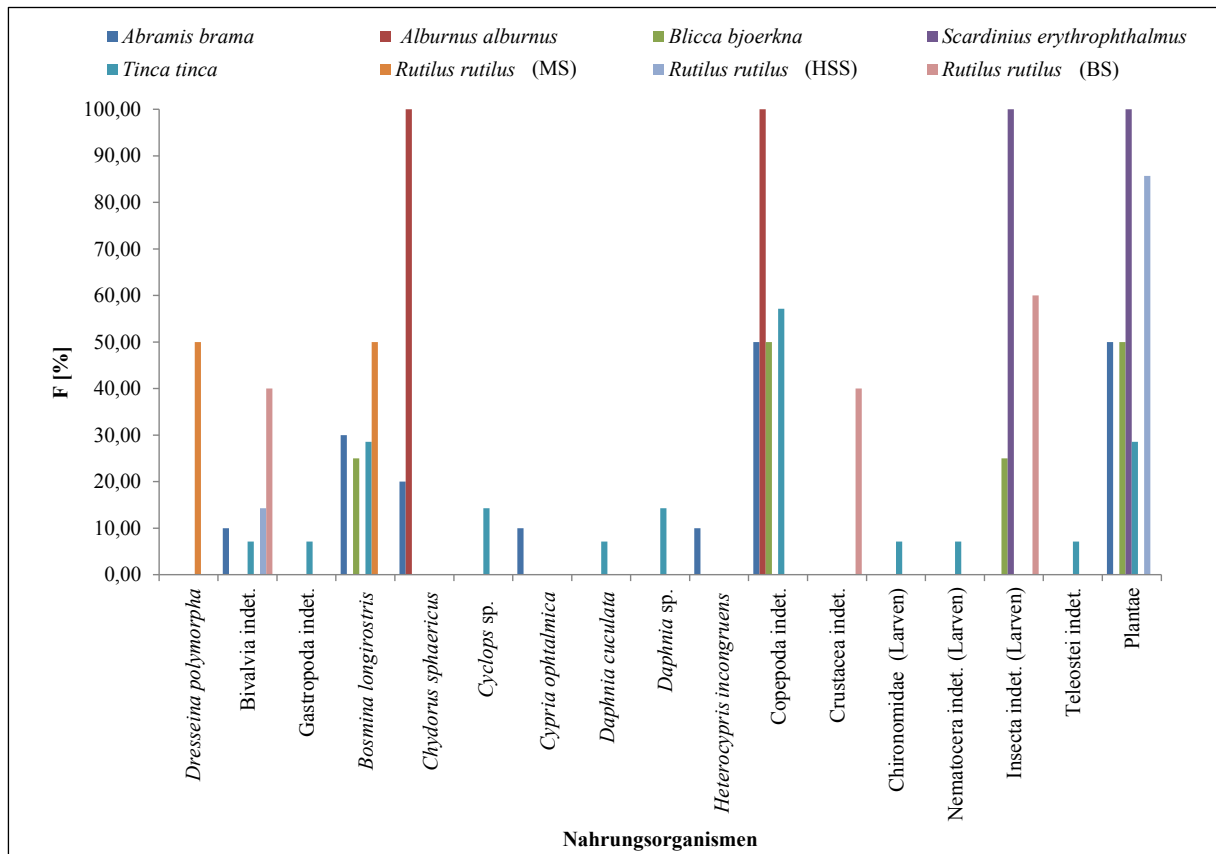


Abb. 2: Prozentuales Vorkommen (F [%]) der Nahrungsorganismen der Karpfenartigen aus den drei Untersuchungsgewässern Malchiner See (MS), Hohen Sprenger See (HSS) und Baltezers See (BS). Wenn nicht anderes vermerkt, stammen die Fische aus dem Malchiner See

Der Anteil an pflanzlicher Nahrung kann durch den prozentualen Gewichtsanteil aufgezeigt werden. Insgesamt konnte Pflanzenmaterial in fünf der sieben untersuchten Cyprinidenarten nachgewiesen werden, wobei der ermittelte prozentuale Gewichtsanteil hoch ausfiel. Hier konnte in F [%]=85,71 der Därme des Rotauges aus dem HSS ein prozentualer Gewichtsanteil von W [%]=96,77 an pflanzlicher Nahrung detektiert werden. Die höheren Werte wie beispielsweise bei der Rotfeder (F [%]=100,00, W [%]=80,00) sind nicht repräsentativ, da die geringe Anzahl der Därme (n=1) mit Plantae zu hohen Werten führte. Analog können andere Parameter in der Tabelle 4 betrachtet werden.

Tab. 4: Nahrungsorganismen der Karpfenartigen aus den drei Untersuchungsgebieten Malchiner See (MS), Hohen Sprenger See (HSS) und Baltezers See (BS) (Giebel ausgeschlossen). D: Anzahl der Därme, F [%]: prozentuales Vorkommen, k. A.: keine Angabe, n: Anzahl der Organismen, N [%]: prozentualer Anteil der Nahrung, W [%]: prozentualer Gewichtsanteil der Nahrung, IRI: Index der relativen Bedeutung, fett: besonders bedeutsame Werte

Fischart	Nahrungsorganismen	Gewässer	n	D	Gewicht [g]	F [%]	W [%]	N [%]	IRI
<i>Abramis brama</i>	MOLLUSCA								
	Bivalvia indet.	MS	1	1	0,156	10,00	18,68	0,76	194,40
	CRUSTACEA								
	<i>Bosmina longirostris</i>	MS	8	3	0,003	30,00	0,36	6,06	192,60
	<i>Chydorus sphaericus</i>	MS	7	2	0,002	20,00	0,24	5,30	110,85
	<i>Cypria ophthalmica</i>	MS	7	1	0,002	10,00	0,24	5,30	55,43
	<i>Heterocypris incongruens</i>	MS	3	1	0,001	10,00	0,12	2,27	23,92
	Copepoda indet.	MS	106	5	0,165	50,00	19,76	80,30	5003,18
	SONSTIGES								
	Plantae	MS	k.A.	5	0,506	50,00	60,60	k.A.	k.A.
<i>Alburnus alburnus</i>	CRUSTACEA								
	<i>Chydorus sphaericus</i>	MS	1	1	0,001	100,00	50,00	3,23	5322,58
	Copepoda indet.	MS	30	1	0,001	100,00	50,00	96,77	14677,42
<i>Blicca bjoerkna</i>	CRUSTACEA								
	<i>Bosmina longirostris</i>	MS	5	1	0,001	25,00	0,20	62,50	1567,57
	Copepoda indet.	MS	2	2	0,002	50,00	0,41	25,00	1270,28
	INSECTA								
	Insecta indet. (Larven)	MS	1	1	0,001	25,00	0,20	12,50	317,57
	SONSTIGES								
	Plantae	MS	k.A.	2	0,489	50,00	99,19	k.A.	k.A.
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	INSECTA								
	Insecta indet. (Larven)	MS	1	1	0,002	100,00	20,00	100,00	12000,00
	SONSTIGES								
	Plantae	MS	k.A.	1	0,008	100,00	80,00	k.A.	k.A.
<i>Tinca tinca</i>	MOLLUSCA								
	Bivalvia indet.	MS	8	1	0,633	7,14	41,67	3,43	322,18
	Gastropoda indet.	MS	5	1	0,095	7,14	6,25	2,15	60,00
	CRUSTACEA								
	<i>Bosmina longirostris</i>	MS	73	4	0,032	28,57	2,11	31,33	955,35
	<i>Cyclops</i> sp.	MS	12	2	0,003	14,29	0,20	5,15	76,40
	<i>Daphnia cuculata</i>	MS	1	1	0,001	7,14	0,07	0,43	3,54
	<i>Daphnia</i> sp.	MS	4	2	0,002	14,29	0,13	1,72	26,41
	Copepoda indet.	MS	108	8	0,058	57,14	3,82	46,35	2866,87
	INSECTA								
	Chironomidae (Larven)	MS	2	1	0,001	7,14	0,07	0,86	6,60
	Nematocera indet. (Larven)	MS	20	1	0,044	7,14	2,90	8,58	82,00
	TELEOSTEI								
	Teleostei indet.	MS	1	1	0,012	7,14	0,79	0,43	8,71
	SONSTIGES								
	Plantae	MS	k.A.	4	0,638	28,57	42,00	k.A.	k.A.
<i>Rutilus rutilus</i>	MOLLUSCA								
	<i>Dreissena polymorpha</i>	MS	2	1	0,900	50,00	99,89	66,67	8327,78
	Bivalvia indet.	HSS	1	1	0,003	14,29	3,23	100,00	1474,65
		BS	2	2	0,004	40,00	0,78	18,18	758,34
	CRUSTACEA								
	<i>Bosmina longirostris</i>	MS	1	1	0,001	50,00	0,11	33,33	1672,22
	Crustacea indet.	BS	2	2	0,161	40,00	31,26	18,18	1977,76
	INSECTA								
	Insecta indet. (Larven)	BS	7	3	0,350	60,00	67,96	63,64	7895,85
	SONSTIGES								
	Plantae	HSS	k.A.	6	0,090	85,71	96,77	k.A.	k.A.

4.2.2 Barschartige und der Europäische Aal

Insgesamt wurden 70 Individuen der barschartigen *G. cernua* und *P. fluviatilis* nahrungsökologisch untersucht, dabei enthielten 67% der Mägen Nahrungsbestandteile. Zum größten Teil setzte sich das Nahrungsspektrum aus Insecta, Teleostei und Plantae zusammen (Abb. 3).

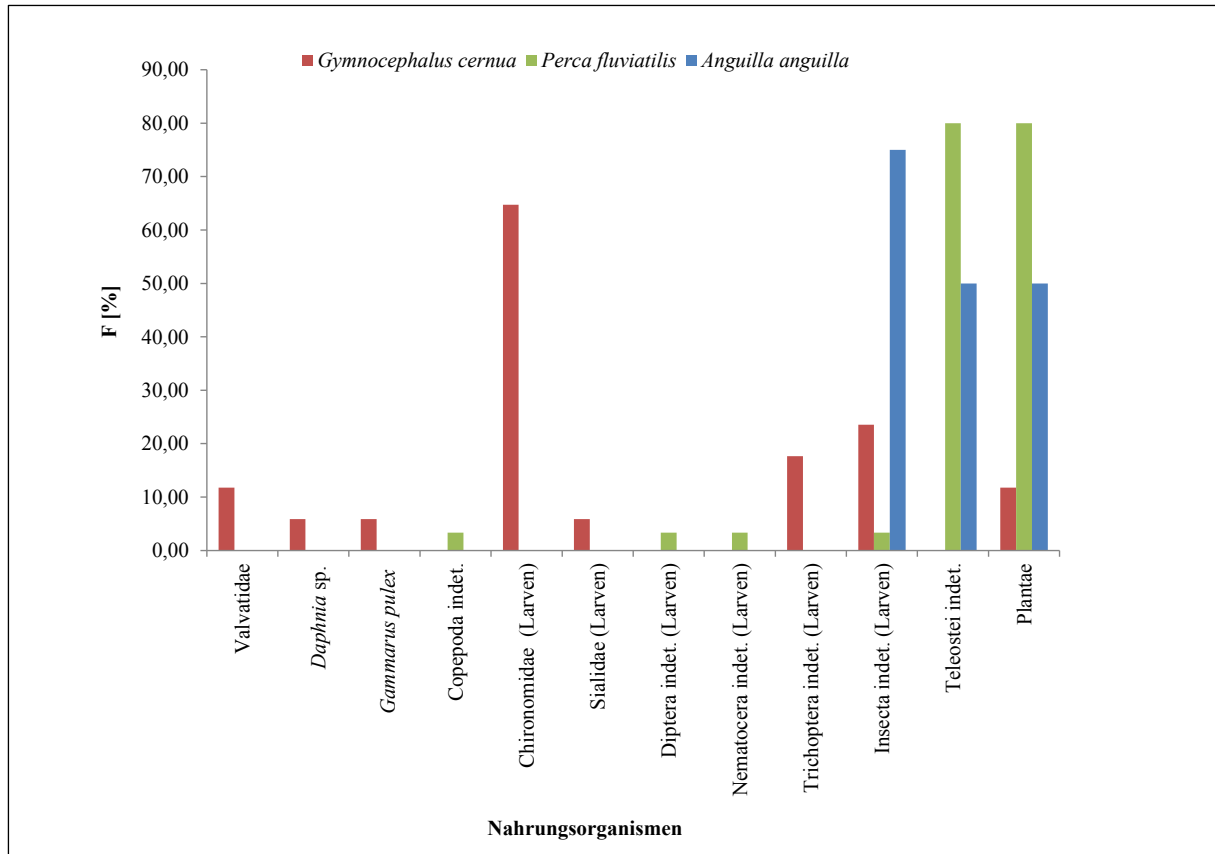


Abb. 3: Prozentuales Vorkommen (F [%]) der Nahrungsorganismen der Barschartigen und des Europäischen Aals aus dem Malchiner See

Die Insektenlarven der Familie Chironomidae erreichten beim Kaulbarsch den höchsten Index der relativen Bedeutung ($IRI=6\ 776,62$) und konnten in 64,71% der Mägen ($F\ [%]=64,71$) nachgewiesen werden. Beim Flussbarsch hingegen dominierten erbeutete Fische mit $IRI=5\ 786,37$ das Nahrungsspektrum und konnten in 80,00% der Mägen ermittelt werden ($F\ [%]=80,00$). Pflanzenmaterial konnte bei beiden Fischarten mit einem prozentualen Gewichtsanteil von $W\ [%]=7,86$ beim Kaulbarsch und $W\ [%]=77,77$ beim Flussbarsch detektiert werden (Tab. 5). Nahrungsbestandteile der Gruppe Mollusca und Crustacea konnten lediglich vereinzelt detektiert werden. Im Kaulbarsch wurden z. B. Schnecken der Familie Valvatidae mit $F\ [%]=11,76$ nachgewiesen. Auch die Crustacea (Copepoda indet.) konnten einmalig im Flussbarsch ermittelt werden ($F\ [%]=3,33$, $N\ [%]=2,17$).

Insgesamt 32 Fische der Art *A. anguilla* wurden auf ihre Nahrungsbestandteile untersucht, wobei nur 12,5% der untersuchten Mägen Nahrungsorganismen enthielten. Insgesamt konnten drei Arten von Nahrungsorganismen bestimmt werden (Tab. 5). Nicht bis zum Artniveau identifizierte Larven von Insekten konnten in drei ($F\ [%]=75,00$) Mägen mit $N\ [%]=90,91$ nachgewiesen werden. Unter den Raubfischen konnten für den Aal die höchsten $F\ [%]$ - und $N\ [%]$ -Werte für Insecta indet. errechnet werden ($F\ [%]=75,00$ und $N\ [%]=90,91$), wodurch der höchste Index der relativen Bedeutung ermittelt wurde ($IRI=7\ 037,58$). In zwei der

insgesamt vier mit Nahrung gefüllten Mägen konnten erbeutete Teleostei nachgewiesen werden (F [%]=50,00). Auch pflanzliche Nahrung konnte mit dem gleichen prozentualen Vorkommen ermittelt werden, der Gewichtsanteil von W [%]=4,23 blieb dabei gering.

Tab. 5: Nahrungsorganismen der Barschartigen und des Europäischen Aals dem Malchiner See (MS). M: Anzahl der Mägen, F [%]: prozentuales Vorkommen der Nahrung, k. A.: keine Angabe, n: Anzahl der Organismen, N [%]: prozentualer Anteil der Nahrung, W [%]: prozentualer Gewichtsanteil der Nahrung, IRI: Index der relativen Bedeutung, fett: besonders bedeutsame Werte

Fischart	Nahrungsorganismen	Gewässer	n	M	Gewicht [g]	F [%]	W [%]	N [%]	IRI
<i>Gymnocephalus cernua</i>	MOLLUSCA								
	Valvatidae	MS	6	2	0,674	11,76	11,87	3,08	175,84
	CRUSTACEA								
	<i>Daphnia</i> sp.	MS	26	1	0,001	5,88	0,15	13,33	79,30
	<i>Gammarus pulex</i>	MS	12	1	0,015	5,88	2,23	6,15	49,29
	INSECTA								
	Chironomidae (Larven)	MS	129	11	0,26	64,71	38,58	66,15	6776,62
	Sialidae (Larven)	MS	6	1	0,207	5,88	30,71	3,08	198,76
	Trichoptera indet. (Larven)	MS	7	3	0,013	17,65	1,93	3,59	97,39
	Insecta indet. (Larven)	MS	16	4	0,045	23,53	0,26	8,21	199,29
<i>Perca fluviatilis</i>	SONSTIGES								
	Plantae	MS	k.A.	2	0,053	11,76	7,86	k.A.	k.A.
	CRUSTACEA								
	Copepoda indet.	MS	1	1	0,001	3,33	0,09	2,17	7,53
	INSECTA								
	Diptera indet. (Larven)	MS	1	1	0,004	3,33	0,35	2,17	8,40
	Nematocera indet. (Larven)	MS	1	1	0,002	3,33	0,17	2,17	7,82
	Insecta indet. (Larven)	MS	19	1	0,017	3,33	1,47	41,30	142,58
<i>Anguilla anguilla</i>	TELEOSTEI								
	Teleostei indet.	MS	24	24	0,233	80,00	20,16	52,17	5786,37
	SONSTIGES								
	Plantae	MS	k.A.	24	0,899	80,00	77,77	k.A.	k.A.
	INSECTA								
<i>Anguilla anguilla</i>	Insecta indet. (Larven)	MS	20	3	0,092	75,00	2,93	90,91	7037,58
	TELEOSTEI								
	Teleostei indet.	MS	2	2	2,92	50,00	92,85	9,09	5096,83
	SONSTIGES								
	Plantae	MS	k.A.	2	0,133	50,00	4,23	k.A.	k.A.

4.3 Parasitologie

In der vorliegenden Arbeit konnten 74 verschiedene Parasitenarten identifiziert werden. Insgesamt konnten 11 protozoische und 63 metazoische Parasitenarten der Taxa Ciliophora (11), Myxozoa (6), Digenea (14), Monogenea (14), Cestoda (11), Nematoda (11), Acanthocephala (1), Hirudinea (2), Crustacea (3) und Bivalvia (1) isoliert werden. Eine ektoparasitische Lebensweise wiesen 31 Taxa auf, während 43 Taxa zu den Endoparasiten gehörten. Es konnte eine Gesamtanzahl von 26 711 Parasitenindividuen in den drei Untersuchungsgewässern detektiert werden. Der Kaulbarsch wies die größte Parasitenlast (9 827 Individuen) auf, während beim Giebel (n=7) lediglich 19 Parasitenindividuen detektiert werden konnten. Damit wurden auf sämtlichen 375 Zielfischen bei einer durchschnittlichen Totallänge von 18 cm (ohne *A. anguilla*) im Mittel 71 Parasitenindividuen je Fisch nachgewiesen. Besonders häufig waren die Parasiten entweder in den Kiemen, im Magen-Darm-Trakt oder in den Mesenterien der Fische lokalisiert. In Tabelle 6 sind im Rahmen dieser Arbeit nachgewiesene Parasitenarten nach Taxa geordnet aufgelistet. Zusätzlich sind die jeweiligen Prävalenzen P [%], der befallene Wirt, die Aquakulturrelevanz des Parasiten sowie seine Wirtsspezifität zusammengefasst. Die hier

definierte Einteilung der Parasitenarten in **Generalisten (G, g)** bzw. **Spezialisten (S, s)** und ihre jeweiligen Fischwirte sind dem Kapitel 3.5 und Anhang III zu entnehmen. Neben neuen **Wirtsnachweisen** können neue **Gebietsnachweise (D)** für Deutschland, neue **Gebietsnachweise (DF)** für die jeweiligen Fischarten in Deutschland sowie neue **Gebietsnachweise (MV)** für die Binnengewässer Mecklenburg-Vorpommerns nachvollzogen werden (Definition siehe Kapitel 3.5).

Tab. 6: Parasitenfauna der zehn untersuchten Fischarten. A.a: Alburnus alburnus, A.b: Abramis brama, An.an: Anguilla anguilla, B.b: Blicca bjoerkna, C.g: Carassius gibelio, G.c: Gymnocephalus cernua, P.f: Perca fluviatilis, R.r: Rutilus rutilus, S.e: Scardinius erythrophthalmus, T.t: Tinca tinca (Ba.b: Barbatula barbatula, E.l: Esox lucius, G.g: Gobio gobio, S.l: Sander lucioperca (keine Zielfischarten)). G, g: Generalist, k. A.: keine Angabe, n. r.: nicht relevant, da die Fische aus dem Baltezers See stammen, P [%]: Prävalenz, S, s: Spezialist, *Malchiner See, **Hohen Sprenger See, ***Baltezers See (wenn nicht anders vermerkt, stammen die Fische aus dem Malchiner See), ¹neuer Wirtsnachweis für diese Fischart, ²neuer Gebietsnachweis in Deutschland, ³neuer Gebietsnachweis für diese Fischart in Deutschland

Parasitenart	P [%]	Fischart/Gewässer ^{*,**,***} Wirtsnachweis ¹ Gebietsnachweis D ² DF ³	Gebiets- nachweis MV	Aqua- kultur- relevanz	Generalist / Spezialist
OOMYCOTA					
Oomycota indet.	k.A.	B.b	k.A.		k.A.
CILIOPHORA					
<i>Apiosoma piscicolum</i>	2,8	B.b ³	X		G
<i>Epistylis lwoffi</i>	18,1/14,2/5,7/42,8/22,8/5,7	A.a ³ ,A.b ³ ,B.b ³ ,G.c ³ ,R.r*,S.e ³	X		G
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	4,5/25,7/2,8/62,8/8,5	A.a ³ ,A.b ³ ,G.c ³ ,R.r*,S.e ³	X	X	G
<i>Trichodina acuta</i>	4,5/2,8/2,8/5,7	A.a ³ ,B.b ³ ,G.c ³ ,R.r* ³	X	X	G
<i>Trichodina modesta</i>	5,7	A.b	X	X	G
<i>Trichodina mutabilis</i>	5,7	G.c ^{2,3}	X	X	G
<i>Trichodina nigra</i>	2,8	R.r* ³	X	X	G
<i>Trichodina pediculus</i>	2,8	G.c ³	X	X	G
<i>Trichodina puytoraci</i>	4,5	A.a ^{2,3}	X	X	G
<i>Trichodina rostrata</i>	2,8	R.r* ³	X	X	G
<i>Trichodina</i> sp.	2,8	B.b ³	X	X	k.A.
<i>Trichodina</i> spp.	9,0/11,4/2,8/5,7	A.a ³ ,A.b,R.r*,R.r**	X	X	k.A.
<i>Trichodinella epizootica</i>	9,0/54,2	A.a ³ ,G.c ³	X	X	G
MYXOZOA					
<i>Myxobolus bramae</i>	34,2	A.b ³	X		S
<i>Myxobolus macrocapsularis</i>	2,8	S.e ³	X		G
<i>Myxobolus muelleri</i>	5,7	R.r*	X		G
<i>Myxobolus oviformis</i>	2,8	R.r* ³	X		G
<i>Myxobolus scardinii</i>	11,4	S.e ^{2,3}	X		S
<i>Thelohanellus pyriformis</i>	2,8	T.t ³	X	X	s
DIGENEA					
<i>Asymphyldora tincae</i>	20,0/48,5	S.e ³ ,T.t	X		s (auf T.t)
<i>Azygia lucii</i>	21,8/2,8/8,5	An.an,G.c ³ ,P.f			s (auf E.l)
<i>Bucephalus polymorphus</i>	5,8	R.r***	n.r.		G
<i>Bunodera luciopercae</i>	71,4	P.f			g
<i>Diplostomum</i> spp.	22,7/37,1/6,2/82,8/94,2/ 48,5/48,5/37,1/88,2/45,7	A.a,A.b,An.an,B.b,G.c, P.f,R.r*,R.r**,R.r***,S.e		X	G
<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	22,7/80,0/25,7/85,7/2,8	A.a ³ ,A.b,B.b,G.c,S.e	X		G
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	9,0/22,8/80,0/94,2/14,2	A.a ³ ,B.b ³ ,G.c ³ ,P.f,S.e ³			G
<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	14,2/31,4/65,7	G.c ³ ,P.f,S.e ³			G
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	9,0/17,1/68,5/ 57,1/ 5,7/67,6/60,0	A.a,A.b,B.b,R.r*,R.r**, R.r***,S.e	X	X	G
<i>Sanguinicola armata</i>	2,8	S.e ³	X	X	g
<i>Sphaerostoma bramae</i>	8,5/2,8	A.b,B.b	X		G
<i>Tylodelphys clavata</i>	4,5/45,7/71,4/100,0/80,0/ 97,1/97,1/97,0/20,0/2,8	A.a,A.b,B.b,G.c,P.f, R.r*,R.r**,R.r***,S.e,T.t		X	G
<i>Tylodelphys podicipina</i>	68,5/2,8	G.c ³ ,P.f	X		s

Fortsetzung der Tabelle 6

Parasitenart	P [%]	Fischart/Gewässer ^{*,**,*} Wirtsnachweis ¹ Gebietsnachweis D ² DF ³	Gebiets- nachweis MV	Aqua- kultur- relevanz	Generalist / Spezialist
MONOGENEA					
<i>Ancyrocephalus percae</i>	17,1	P.f	X	X	S
<i>Dactylogyrus crucifer</i>	14,7	R.r***	n.r.	X	g
<i>Dactylogyrus fallax</i>	2,9	R.r***	n.r.	X	g
<i>Dactylogyrus micracanthus</i>	5,8	R.r***	n.r.	X	s
<i>Dactylogyrus nanus</i>	8,8	R.r***	n.r.	X	s
<i>Dactylogyrus similis</i>	2,9	R.r***	n.r.	X	s
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>	11,4/8,5/23,5	B.b,R.r*,R.r***	X	X	s (auf B.b)
<i>Dactylogyrus tincae</i>	25,7	T.t ³	X	X	S
<i>Diplozoon paradoxum</i>	14,2/2,8/5,7	A.b,R.r*,S.e ³	X	X	s (auf A.b)
<i>Paradiplozoon alburni</i>	22,7	A.a ³	X	X	s
<i>Paradiplozoon bliccae</i>	22,8	B.b	X	X	s
<i>Paradiplozoon homoion</i>	8,5/28,5/45,7/5,8/5,7	B.b ³ ,R.r*,R.r**,R.r***,S.e ³	X	X	s (auf R.r)
<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>	12,5	An.an	X	X	S
<i>Pseudodactylogyrus bini</i>	25,0	An.an	X	X	S
CESTODA					
<i>Bothriocephalus claviceps</i>	21,8	An.an	X		s
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>	8,5	A.b	X		g
<i>Khawia baltica</i>	5,7	T.t ^{2,3}	X		s
<i>Ligula intestinalis</i>	2,8	A.b	X		g
<i>Paradilepis scolecina</i>	40,9/48,5/45,7/91,4/20,5	A.a ³ ,A.b ³ ,R.r*,R.r**,R.r***	X		G
<i>Proteocephalus cernuae</i>	11,4	G.c ³	X		s
<i>Proteocephalus percae</i>	2,8	P.f			s
<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	43,7	An.an	X		S
<i>Proteocephalus sagittus</i>	31,2	An.an ^{1,2,3}	X		S (auf Ba.b)
<i>Proteocephalus torulosus</i>	45,4	A.a ³	X		G
<i>Trienophorus nodulosus</i>	68,5	P.f	X		G
NEMATODA					
<i>Anguillicoloides crassus</i>	78,1	An.an			S
<i>Camallanus lacustris</i>	34,3/2,8/60,0	An.an,G.c,P.f			s (auf P.f)
<i>Camallanus truncatus</i>	3,1/2,8	An.an,P.f ³	X		s (auf S.l)
<i>Contracaecum microcephalum</i>	22,7/88,5/8,8/20,0	(A.a,A.b,R.r***,S.e) ^{2,3}	X		g
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	22,7/17,1/28,5/8,5/ 11,7/20,0	(A.a,A.b,C.g,R.r**, R.r***,S.e) ^{2,3}	X		G
<i>Contracaecum</i> sp.	2,8	T.t ³			k.A.
<i>Eustrongylides tubifex</i>	5,7	G.c ³	X	X	s (auf P.f)
<i>Philometra ovata</i>	11,4/11,4/8,8	A.b,R.r*,R.r***	X		s (auf G.g)
<i>Philometra rischta</i>	60	S.e ³	X		G
<i>Pseudocapillaria tomentosa</i>	2,8	S.e ³	X	X	G
<i>Raphidascaris acus</i>	22,8	S.e	X	X	G
<i>Skrjabillanus tincae</i>	28,5	T.t ³	X	X	S
ACANTHOCEPHALA					
<i>Acanthocephalus lucii</i>	6,2/20,0	An.an.,P.f			G
HIRUDINEA					
<i>Helobdella stagnalis</i>	2,8	G.c ^{1,3}	X		G
<i>Piscicola geometra</i>	3,1/2,8	An.an ³ ,S.e ³	X	X	G
CRUSTACEA					
<i>Argulus foliaceus</i>	14,2/2,8/5,7/5,7/2,8/2,8	A.b,G.c ³ ,P.f,R.r*,S.e,T.t ³		X	G
<i>Argulus japonicus</i>	5,7	T.t ³	X	X	G
<i>Ergasilus sieboldi</i>	31,8/77,1/71,8/14,2/100,0/ 94,2/5,7/8,5/8,8/25,7/97,1	A.a ³ ,A.b,An.an,B.b,C.g ³ ,G.c ³ , P.f,R.r*,R.r***,S.e ³ ,T.t		X	G
BIVALVIA					
Unionoidae indet.	17,1/5,7/8,8	G.c ³ ,R.r**,R.r***		X	G

4.3.1 Parasitenfauna der Fische aus dem Malchiner See

Mithilfe von Prävalenzen (P in %), mittleren Intensitäten (mI), Intensitäten (I, als Bereich), mittleren Abundanzen (mA) und relativen Häufigkeiten (p_i in %) der nachgewiesenen Parasitenarten werden im Folgenden die Parasitenfaunen der zehn untersuchten Fischarten aus dem Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See (MS) erläutert. Die tabellarische Darstellung der originär ermittelten parasitologischen Parameter ist dem Anhang V-1 (Tab. V-1.1-V-1.9) zu entnehmen.

4.3.1.1 Karpfenartige

Abramis brama: Insgesamt wurden im Rahmen der vorliegenden Untersuchung 35 *A. brama* auf ihren Befall mit parasitären Protozoen und Metazoen untersucht. Kein Fisch war frei von Parasiten, wobei genau 1 348 Parasiten, zugehörig zu 19 Arten, aus den Fischen isoliert werden konnten. Die gesamte Fauna setzte sich aus Großgruppen Ciliophora (3), Myxozoa (1), Digenea (6), Monogenea (1), Cestoda (3), Nematoda (3) und Crustacea (2) zusammen. Die meisten Arten konnten in den Kiemen und den Mesenterien detektiert werden, während die Flossen, die Körperoberfläche, die Augen und die Gallenblase wenige Arten aufwiesen (Abb. 4). Nur sechs der 19 Arten wiesen eine ektoparasitische Lebensweise auf, womit ein Ekto-/Endoparasitenverhältnis (E/E-Verhältnis) von $R=0,46$ errechnet werden konnte.

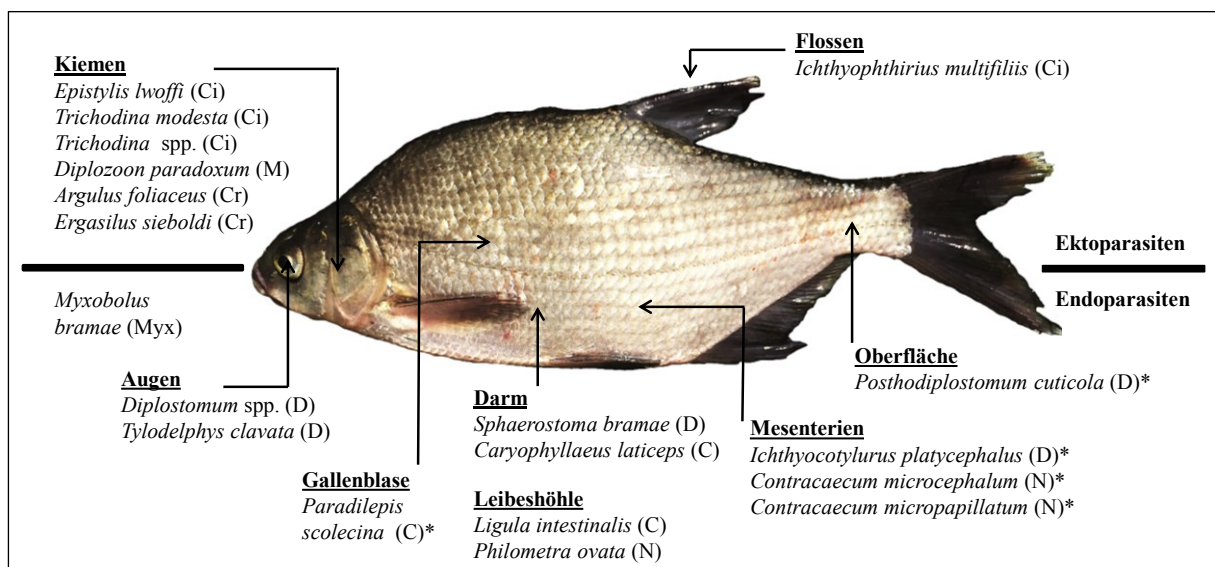


Abb. 4: Parasitenfauna von *Abramis brama* aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Drei Parasitenarten (*Contracaecum microcephalum*, *Ichthyocotylurus platycephalus* und *Ergasilus sieboldi*) unterschiedlicher Großgruppen wiesen die höchsten Befallshäufigkeiten auf und werden demnach als Kernarten charakterisiert. Für den Nematoda *C. microcephalum* wurde die höchste Prävalenz von $P [\%]=88,5$ ermittelt. Auch seine relative Häufigkeit war am höchsten und betrug $p_i [\%]=34,49$. Für den Digenea *I. platycephalus* und den Crustacea *E. sieboldi* konnten ähnlich hohe Prävalenzen ($P [\%]=80,0$ und $P [\%]=77,1$) errechnet werden, jedoch wurden diese Parasitenarten mit einer geringeren Individuenanzahl detektiert ($p_i [\%]=16,76$ und $p_i [\%]=7,19$).

Zu den Sekundärarten gehören der Cestoda *Paradilepis scolecina* ($P [\%]=48,5$) und der Augenzwurm *Tylodelphys clavata*, welcher trotz hoher Intensitäten ($I=1-60$) nur eine Prävalenz von $P [\%]=45,7$ ($mA=6,25$)

erreichte. Zu „seltenen Arten“ von *A. brama* in diesem Untersuchungsgebiet gehörte der Bandwurm *Ligula intestinalis* (P [%]=2,8). Die restlichen Parasitenarten zählten zu den Satellitenarten. Der Ciliat *Trichodina modesta* wurde mit einer Prävalenz P [%]=5,7 detektiert, während der Cestoda *Caryophyllaeus laticeps* eine Befallshäufigkeit von P [%]=8,5 aufwies. Trotz hoher Intensitäten (I=1-144, mI=52,3) konnte der im Darm parasitierende Digenea *Sphaerostoma brahamae* mit ebenfalls einer geringen Prävalenz von P [%]=8,5 detektiert werden. Aus der Großgruppe der Ciliophora konnten neben *T. modesta* auch *Epistylis lwoffi* (P [%]=14,2) und *Ichthyophthirius multifiliis* (P [%]=25,7) sowie *Trichodina* spp. (P [%]=11,4) nachgewiesen werden. Mit dem Endoparasiten *Myxobolus brahamae* bei einer Befallshäufigkeit von P [%]=34,2 gelang der einzige Nachweis eines Vertreters der Myxozoa. Die Digenea *Diplostomum* spp. und *Posthodiplostomum cuticola* konnten mit Prävalenzen von P [%]=37,1 und P [%]=17,1 bei mittleren Intensitäten von mI=5,0 und mI=1,5 detektiert werden. Die Nematoda *Contracaecum micropapillatum* und *Philometra ovata* wurden mit einer Prävalenz von P [%]=17,1 und P [%]=11,4, einer geringen mittleren Abundanz von mA=0,20 und mA=0,37 bei einer Intensität von I=1-2 und I=1-9 ermittelt.

Für die Ektoparasiten wie den Monogenea *Diplozoon paradoxum* sowie die Karpfenlaus *Argulus foliaceus* wurden die gleichen Prävalenzen von P [%]=14,2 nachgewiesen. Daraus resultierende mittlere Intensitäten, Abundanzen und relative Häufigkeiten waren von gleicher Ausprägung und betrugen mI=1,6 und mI=1,2, mA=0,22 und mA=0,17 sowie p_i [%]=0,59 und p_i [%]=0,44. Es konnten überwiegend Generalisten, aber auch wenige Spezialisten (*M. brahamae*, *D. paradoxum*, *P. ovata*) nachgewiesen werden. Dabei sind lediglich *M. brahamae*, *D. paradoxum* auf *A. brama* spezialisiert, während *P. ovata* überwiegend bei *Gobio gobio* parasitiert (Tab. 6).

Alburnus alburnus: Im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit wurden 22 *A. alburnus* auf den Befall mit protozoischen und metazoischen Parasiten untersucht. Die erfasste Parasitenfauna bestand aus insgesamt 17 Arten und setzte sich aus den Großgruppen Ciliophora (5), Digenea (6), Monogenea (1), Cestoda (2), Nematoda (2) und Crustacea (1) zusammen. Die insgesamt 130 isolierten Parasiten infizierten die Flossen, Kiemen, Augen, Mesenterien und den Darm des Fisches (Abb. 5). In zwei untersuchten Fischen konnte mit den hier verwendeten Untersuchungsmethoden keine Parasitierung festgestellt werden. Das E/E-Verhältnis betrug R=0,70.

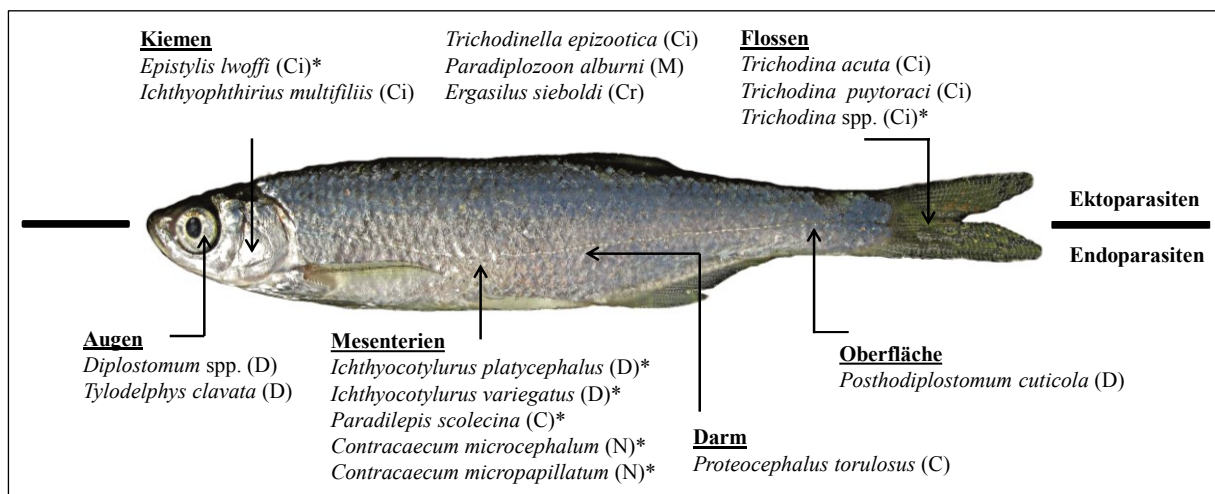


Abb. 5: Parasitenfauna von *Alburnus alburnus* aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Die im Ukelei nachgewiesenen Parasitenarten kamen mit niedrigen Befallsintensitäten vor und wurden stets mit Prävalenzen unter 50% nachgewiesen. Die beiden Cestoden *P. scolecina* und *Proteocephalus torulosus* erreichten die höchsten Prävalenzen von $P [\%]=40,9$ und $P [\%]=45,4$, womit sie als Sekundärarten charakterisiert werden können. Die weiteren parasitologischen Parameter waren ähnlich und lagen bei $mI=2,0$ und $mI=2,4$, $mA=0,81$ und $mA=1,09$ sowie einer relativen Häufigkeit von $p_i [\%]=13,84$ und $p_i [\%]=18,46$.

Die geringsten Prävalenzen konnten für die Ciliaten *I. multifiliis*, *Trichodina acuta*, *T. puytoraci* und den Digenea *T. clavata* ermittelt werden (jeweils $P [\%]=4,5$), wodurch sie als „seltene Arten“ charakterisiert werden können. Andere Parasitenarten wie *E. lwoffii* ($P [\%]=18,1$) sowie *Trichodina* spp. und *Trichodinella epizootica* (jeweils $P [\%]=9,0$) zählten zu den Satellitenarten. Aus der Großgruppe der Digenea wiesen *Ichthyocotylurus variegatus* und *P. cuticola* ($P [\%]=9,0$) sowie *Diplostomum* spp. und *I. platycephalus* ($P [\%]=22,7$) jeweils gleiche Prävalenzen bei einer ähnlich niedrigen Befallsintensität ($mI=1,0-1,8$) auf. Die beiden Nematoda der Gattung *Contracaecum* (*C. microcephalum* und *C. micropapillatum*) konnten mit der gleichen Prävalenz von $P [\%]=22,7$ nachgewiesen werden. Die restlichen parasitologischen Parameter stimmten bis auf geringe Abweichungen in der Befallsintensität vollständig überein (*C. microcephalum*: $I=1-4$, *C. micropapillatum*: $I=1-5$) (jeweils $mI=2,0$, $mA=0,45$, $p_i [\%]=7,69$).

Die Ektoparasiten waren zum einen durch den Monogenea *Paradiplozoon alburni* mit einer Befallshäufigkeit von $P [\%]=22,7$ und einer relativen Häufigkeit von $p_i [\%]=10,00$ vertreten. Zum anderen konnte der Crustacea *E. sieboldi* mit einer Prävalenz von $P [\%]=31,8$ bei der hier höchsten relativen Häufigkeit von $p_i [\%]=24,61$ ermittelt werden. Auf dieser Fischart konnten überwiegend Generalisten und ein Spezialist (*P. alburni*) nachgewiesen werden (Tab. 6).

***Blicca bjoerkna*:** Insgesamt wurden im Rahmen der hier vorliegenden Arbeit 35 *B. bjoerkna* auf ihre protozoische und metazoische Parasitenfauna untersucht. Jeder Fisch war befallen, und es konnten 14 Parasitenarten identifiziert sowie zu den vier Großgruppen Ciliophora (3), Digenea (7), Monogenea (3) und Crustacea (1) zugeordnet werden. Am stärksten waren die Kiemen des Fisches befallen (Abb. 6). Es konnte eine Gesamtanzahl von 2 504 Parasiten dokumentiert werden, wobei das E/E-Verhältnis bei $R=1,0$ lag.

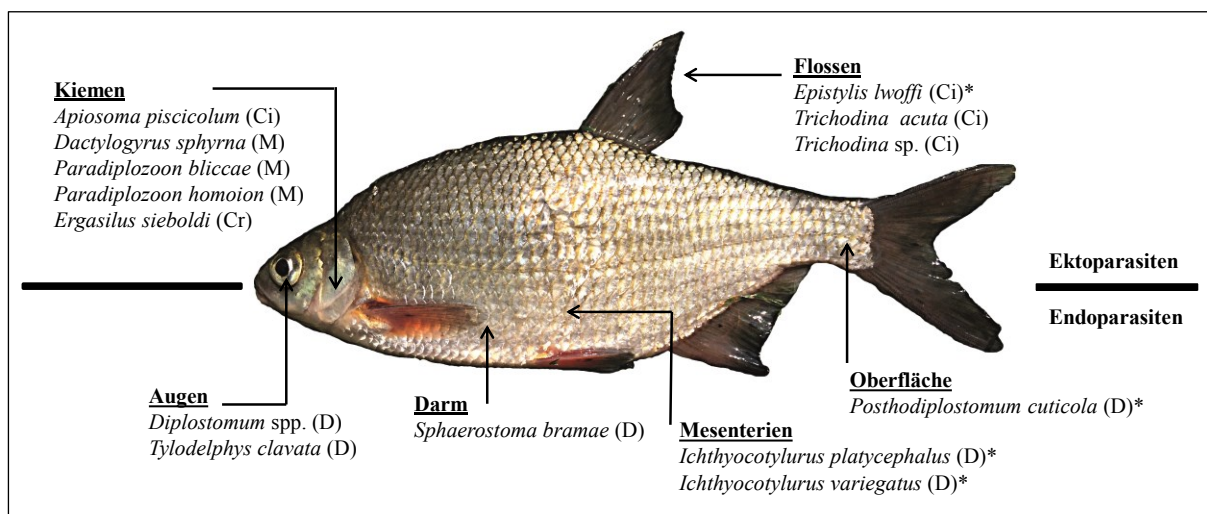


Abb. 6: Parasitenfauna von *Blicca bjoerkna* aus dem Malchiner See. Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Digenea der Art *Diplostomum* spp., *P. cuticola* und *T. clavata* wiesen die höchsten Befallshäufigkeiten auf und werden demnach als Kernarten charakterisiert. Die höchste Prävalenz konnte für die Augenschwämme *Diplostomum* spp. ($P [\%]=82,8$) und *T. clavata* ($P [\%]=71,4$), gefolgt von *P. cuticola* ($P [\%]=68,5$), nachgewiesen werden. Die genannten Digenea kamen mit hohen Intensitäten zwischen $I=1-87$ bei *T. clavata* und $I=1-227$ bei *P. cuticola* vor. *Tylocephalus clavata* erreichte stabil hohe Intensitäten von $I=1-87$ in 25 von 35 untersuchten Güstern, wodurch die höchste relative Häufigkeit von $p_i [\%]=25,31$ ermittelt werden konnte.

Sämtliche Ciliaten wiesen geringe Prävalenzen auf und können als „seltene Arten,“ charakterisiert werden. Die Einzeller *Apiosoma piscicolum*, *T. acuta* und *Trichodina* sp. erreichten eine Prävalenz von jeweils $P [\%]=2,8$. Mit Ausnahme von *S. bramae* ($P [\%]=2,8$, $mI=16,0$) kamen sämtliche Saugwurmart mit einer überdurchschnittlich hohen Intensität vor. Die anderen hier detektierten Parasitenarten wurden mit Prävalenzen $>5\%$ und $<40\%$ nachgewiesen und gehörten damit zu den Satellitenarten. Der Ciliat *E. lwoffi* erreichte eine Befallshäufigkeit von $P [\%]=5,7$. Für den Digenea *I. platycephalus* ($P [\%]=25,7$) wurde die höchste mittlere Intensität von $mI=68,5$ ($I=1-513$) und die zweithöchste relative Häufigkeit von $p_i [\%]=24,64$ ermittelt. Der Digenea *I. variegatus* wurde mit $P [\%]=22,8$, $mI=23,1$ und $p_i [\%]=7,38$ nachgewiesen.

Für metazoische Ektoparasiten wurden niedrige Prävalenzen ermittelt. Die meisten Fische wurden durch die Monogenea der Art *Paradiplozoon bliccae* ($P [\%]=22,8$, $I=1-4$) befallen. Das vereinzelte Auftreten der beiden Monogenea *Dactylogyrus sphyrna* ($P [\%]=11,4$, $mA=0,14$) und *Paradiplozoon homoion* ($P [\%]=8,5$, $mA=0,08$) sowie des Crustacea *E. sieboldi* ($P [\%]=14,2$, $mA=0,14$) resultierte insgesamt in niedrigen parasitologischen Parametern. Es konnten überwiegend Generalisten nachgewiesen werden. Die drei Monogeneenarten *D. sphyrna*, *P. bliccae*, *P. homoion* gehörten zu den Spezialisten, wobei lediglich *D. sphyrna* und *P. bliccae* auf die Güster spezialisiert sind, *P. homoion* ist auf das Rotaugen besonders wirtsspezifisch (Tab. 6).

***Carassius gibelio*:** Insgesamt sieben *C. gibelio* wurden auf ihre protozoische und metazoische Parasitenfauna untersucht. Lediglich zwei Parasitenarten, zugehörig zu den zwei Großgruppen Nematoda (1) und Crustacea (1), konnten identifiziert werden (Abb. 7). Jeder Fisch war von Parasiten befallen, wobei insgesamt nur 19 Parasitenindividuen isoliert werden konnten. Das E/E-Verhältnis lag bei $R=1,0$.

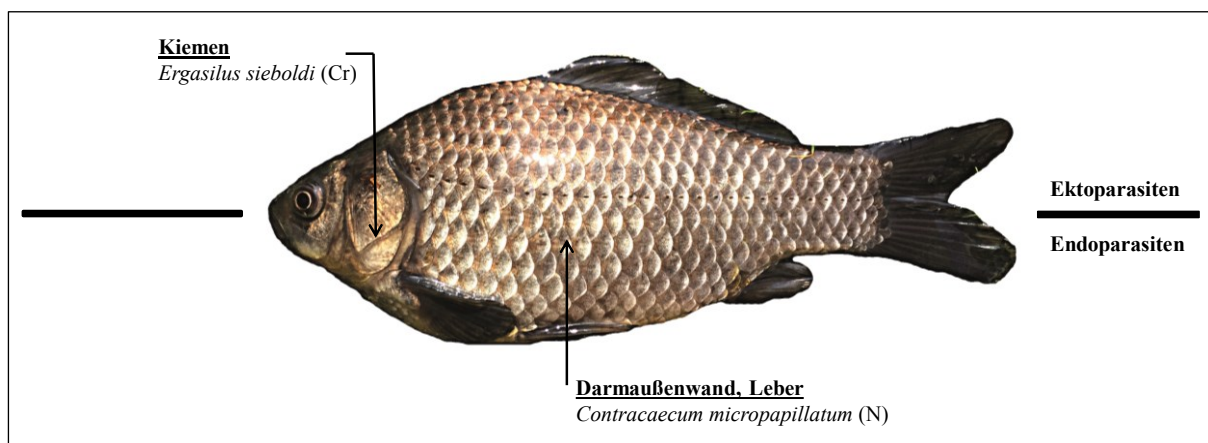


Abb. 7: Parasitenfauna von *Carassius gibelio* aus dem Malchiner See. Cr: Crustacea, N: Nematoda

Für den Crustacea *E. sieboldi* wurde die höchste Befallshäufigkeit von $P [\%]=100,0$ nachgewiesen, wodurch diese Parasitenart zu der Kernart gehörte. Die Befallsintensität von *E. sieboldi* war gering ($I=1-3$) und die relative Häufigkeit hoch ($p_i [\%]=73,68$). Der Nematoda *C. micropapillatum* konnte mit einer Prävalenz von

P [%]=28,5 sowie einer niedrigen Intensität von I=1-4 nachgewiesen werden. Diese Parasitenart gehörte zu den Satellitenarten. Die beiden hier identifizierten Parasitenarten waren Generalisten (Tab. 6).

***Rutilus rutilus*:** Insgesamt konnten aus den 35 Rotaugen 4 341 Parasitenindividuen, zugehörig zu 18 protozoischen und metazoischen Arten, isoliert werden. Die identifizierten Parasitenarten konnten den Großgruppen Ciliophora (5), Myxozoa (2), Digenea (4), Monogenea (3), Cestoda (1), Nematoda (1) und Crustacea (2) zugeschrieben werden. Kein Rotaugen war frei von Parasiten, wobei besonders häufig die Kiemen infiziert waren (Abb. 8). Das E/E-Verhältnis nahm einen Wert von R=1,2 an (Tab. 10).

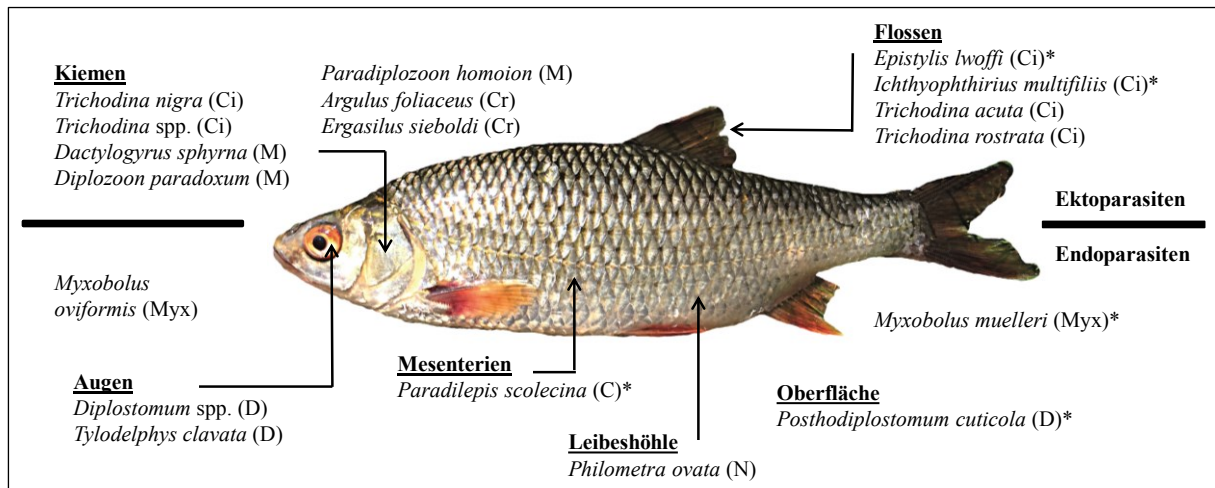


Abb. 8: Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Die höchste Prävalenz unter den Ciliaten erreichte *I. multifiliis* (P [%]=62,8), wodurch dieser Parasit zu den Kernarten von *R. rutilus* in diesem Gewässer gehörte. Unter den Digenea konnten für *T. clavata* die höchste Prävalenz von P [%]=97,1 ermittelt werden, wodurch diese Parasitenart als eine Kernart charakterisiert werden kann. Zudem erreichte der Augenschwamm die höchste relative Häufigkeit von p_i [%]=92,14 bei einer mittleren Intensität von $mI=117,6$.

Die Sekundärarten bildeten die Digenea *Diplostomum* spp. (P [%]=48,5) und *P. cuticola* (P [%]=57,1) sowie der Cestoda *P. scolecina* (P [%]=45,7). Unter den drei Arten erreichte *P. cuticola* eine hohe Befallsintensität von $mI=7,0$. Die geringste Prävalenz von jeweils P [%]=2,8 konnte für die Ciliaten *Trichodina nigra*, *T. rostrata*, *Trichodina* spp., den Myxozoa *Myxobolus oviformis* sowie den Monogenea *D. paradoxum* ermittelt werden, wodurch diese Parasiten zu den „seltenen Arten“ gehörten. Sämtliche anderen hier nachgewiesenen Parasitenarten können als Satellitenarten charakterisiert werden. Aus der Großgruppe der Ciliophora zählten *E. lwoffi* (P [%]=22,8) und *T. acuta* (P [%]=5,7) zu den Satellitenarten. Der Myxozoa *Myxobolus muelleri* wurde mit einer geringen Prävalenzen von P [%]=5,7 detektiert. Die Großgruppe der Bandwürmer wurde durch die Art *P. scolecina* vertreten. Der Plerocercoid wurde mit einer Prävalenz von P [%]=45,7 nachgewiesen und kam mit I=1-14 Individuen pro untersuchten Fisch vor ($mI=3,8$). Aus der Großgruppe der Fadenwürmer wurde ebenfalls lediglich eine Art (*P. ovata*) in der Leibeshöhle nachgewiesen (P [%]=11,4).

Die monogenetischen Ektoparasiten *D. sphyrna* und *P. homoion* konnten ebenfalls den Satellitenarten zugeordnet werden. *Paradiplozoon homoion* dominierte die Monogeneenfauna mit einer Prävalenz von P [%]=28,5 bei einer mittlerer Intensität von $mI=1,9$ im Vergleich zu *D. sphyrna* (P [%]=8,5, $mI=3,6$). Auch für

die Crustacea der Art *A. foliaceus* und *E. sieboldi* konnten geringe Prävalenzen ($P [\%]=5,7$ und $P [\%]=8,5$) bei geringer mittlerer Intensität ($mI=1,0$ und $mI=1,6$) errechnet werden. Es konnten überwiegend Generalisten nachgewiesen werden, lediglich drei Monogeneenarten *D. sphyrna*, *D. paradoxum* und *P. homoion* gehörten zu den Spezialisten (Tab. 6), wobei ausschließlich *P. homoion* primär beim Rotaugen parasitiert.

***Scardinius erythrophthalmus*:** Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurden 35 *S. erythrophthalmus* auf ihre protozoischen und metazoischen Parasiten untersucht. In der Rotfeder konnten die meisten Parasitenarten (23) nachgewiesen werden, wobei ein Fisch anhand der hier angewendeten Untersuchungsmethoden parasitenfrei vorgefunden wurde. Die insgesamt 729 Individuen konnten den Großgruppen Ciliophora (2), Myxozoa (2), Digenea (9), Monogenea (2), Nematoda (5), Hirudinea (1) und Crustacea (2) zugeordnet werden. Die sieben Ekto- und 16 Endoparasiten ergaben einen R-Wert von 0,4, wobei überwiegend die Augen, die Kiemen und die Mesenterien befallen wurden (Abb. 9).

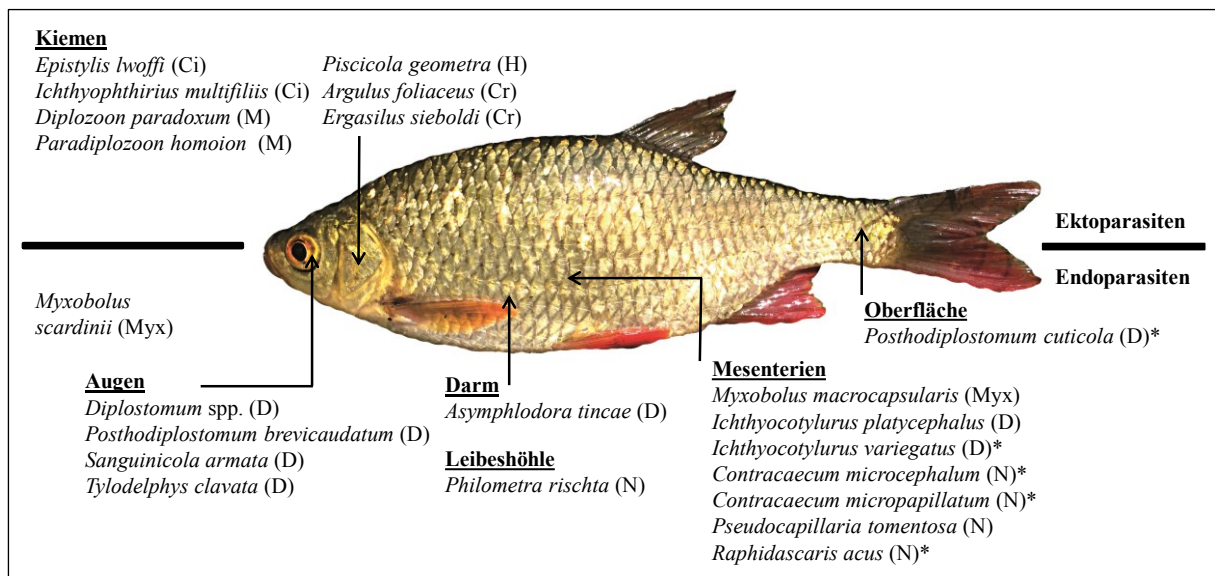


Abb. 9: Parasitenfauna von *Scardinius erythrophthalmus* aus dem Malchiner See. Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Die höchsten Befallsintensitäten wurden durch die Saugwürmer der Gattung *Posthodiplostomum* (*P. brevicaudatum* und *P. cuticola*) sowie den Fadenwurm *Philometra rischta* erreicht. Diese Parasitenarten dominierten die gesamte Fauna durch hohe Prävalenzen und hohe Intensitäten und zählten damit zu den Kernarten der Rotfeder. Dabei konnte für *P. brevicaudatum* eine Prävalenz von $P [\%]=65,7$ bei der höchsten in dieser Fischart erreichten Intensität ($I=1-88$) und relativer Häufigkeit von $p_i [\%]=43,34$ verzeichnet werden. Für die Arten *P. cuticola* und *P. rischta* konnte die gleiche Prävalenz von $P [\%]=60,0$ bei höherer mittlerer Intensitäten ($mI=5,0$) und mittlerer Abundanz ($mA=3,02$) für *P. rischta* errechnet werden.

Zu Sekundärarten gehörten die Digenea *Diplostomum* spp.. Diese Augenschwämme erreichten eine Prävalenz von $P [\%]=45,7$ bei einer relativen Häufigkeit von $p_i [\%]=8,50$. Niedrigste Prävalenzen von $P [\%]=2,8$ wurden für den Myxozoa *Myxobolus macrocapsularis*, die Digenea *Sanguinicola armata* und *I. platycephalus*, den Nematoda *Pseudocapillaria tomentosa*, den Egel *Piscicola geometra* sowie den Crustacea *A. foliaceus* ermittelt, wodurch diese Parasiten zu den „seltenen Arten“ für die Rotfeder in diesem Untersuchungsgebiet gehörten. Sämtliche andere Parasitenarten können als Satellitenarten charakterisiert werden. Niedrige Prävalenzen wurden

für die Ciliaten *E. lwoffii* (P [%]=5,7) und *I. multifiliis* (P [%]=8,5) sowie den Myxozoa *Myxobolus scardinii* (P [%]=11,4) nachgewiesen. Mit gleichen Befallshäufigkeiten (P [%]=20,0) und ähnlichen Intensitäten wurden *Asymphylodora tincae* und *T. clavata* in der Rotfeder detektiert (mI=3,8, mI=3,0). Mit einer vergleichsweise geringen Prävalenz (P [%]=14,2), aber höheren mittleren Intensität (mI=8,8) kam dagegen der Digenea *I. variegatus* vor. Die Prävalenzen der Fadenwürmer *C. microcephalum* und *C. micropapillatum* sowie *Raphidascaris acus* ähnelten sich und lagen bei den beiden Arten der Gattung *Contracaecum* bei P [%]=20,0 und bei *R. acus* bei P [%]=22,8. Die Werte der relativen Häufigkeiten von *C. microcephalum* und *C. micropapillatum* lagen bei p_i [%]=1,92 und p_i [%]=1,64. Der Nematoda *R. acus* erreichte einen höheren Wert von p_i [%]=3,10.

Die Ektoparasitenfauna der Rotfeder wurde durch den Crustacea *E. sieboldi* mit einer Prävalenz von P [%]=25,7 bei einer relativen Häufigkeit von p_i [%]=2,74 dominiert. Für andere ektoparasitisch lebende Arten wie die beiden Vertreter der Monogenea *D. paradoxum* und *P. homoion* konnte eine niedrige Prävalenz (jeweils P [%]=5,7) nachgewiesen werden. Durch die niedrige Intensität der genannten Arten blieben die weiteren Parameter ebenfalls gering. Die Parasitenfauna der Rotfeder wurde überwiegend von Generalisten dominiert. Bei vier Parasitenarten (*M. scardinii*, *A. tincae*, *D. paradoxum* und *P. homoion*) handelte es sich um Spezialisten, wobei lediglich *M. scardinii* überwiegend bei der Rotfeder parasitiert (Tab. 6).

Tinca tinca: Es wurden 35 *T. tinca* auf ihre metazoische Parasitenfauna untersucht. Insgesamt konnten 1 773 Parasitenindividuen zehn unterschiedlichen Parasitenarten in sechs Großgruppen Myxozoa (1), Digenea (2), Monogenea (1), Cestoda (1), Nematoda (2) und Crustacea (3) zugeschrieben werden. Kein Fisch war frei von Parasiten. Das am häufigsten befallene Organ waren die Kiemen des Fisches, hier konnten fünf Arten detektiert werden (Abb. 10). Das errechnete E/E-Verhältnis betrug $R=0,66$.

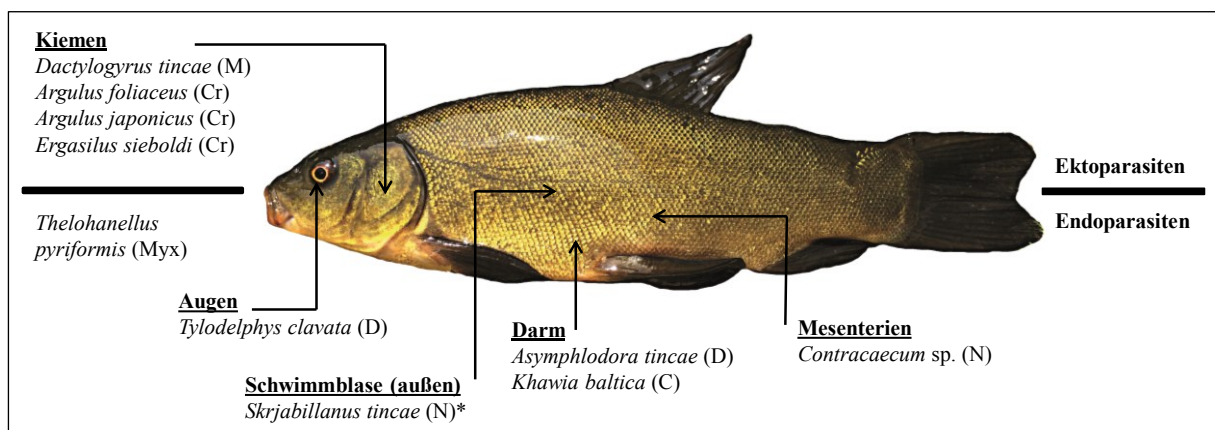


Abb. 10: Parasitenfauna von *Tinca tinca* aus dem Malchiner See. C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, Myx: Myxozoa, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Die Kernart der Parasitenfauna der Schleie bildete der Crustacea *E. sieboldi* mit der höchsten Prävalenz von P [%]=97,1. Durch die hohen Befallsintensitäten ($I=1-81$) erreichte *E. sieboldi* eine mittlere Intensität von $mI=12,7$ bei einer relativen Häufigkeit von p_i [%]=24,47. Mit der Prävalenz von P [%]=48,5 gehörte *A. tincae* zu den Sekundärarten für *T. tinca*. Die hohen Intensitäten ($I=1-306$) dieser Parasitenart resultierten in der höchsten mittleren Intensität ($mI=74,5$), höchsten mittleren Abundanz ($mA=36,22$) und der höchsten relativen Häufigkeit (p_i [%]=71,51).

Zu den Parasitenarten mit der geringsten Prävalenz von $P [\%]=2,8$ zählte der Myxozoa *Thelohanellus pyriformis*, der Digenea *T. clavata*, der Nematoda *Contracaecum* sp. und der Crustacea *A. foliaceus*. Diese Parasitenarten gehörten damit zu den „seltenen Arten“. Als Satellitenarten können sämtliche anderen Parasiten charakterisiert werden. Eine Befallshäufigkeit von $P [\%]=5,7$ wurde für den Cestoda *Khawia baltica* ermittelt. Der Nematoda *Skrjabianus tincae* wurde mit einer Prävalenz von $P [\%]=28,5$ bei einer mittleren Befallsintensität von $mI=5,2$ nachgewiesen. Die relative Häufigkeit lag bei $p_i [\%]=2,93$.

Der monogenetische Ektoparasit *Dactylogyrus tincae* konnte mit einer Prävalenz von $P [\%]=25,7$ bei einer geringen Intensität von $I=1-2$ nachgewiesen werden. Andere Ektoparasiten wie der Crustacea *A. japonicus* konnten seltener auf den Kiemen der Schleie nachgewiesen werden ($P [\%]=5,7$). Die Parasitenfauna wurde zu gleichen Teilen durch Generalisten und Spezialisten geprägt (Tab. 6).

4.3.1.2 Barschartige und der Europäische Aal

***Gymnocephalus cernua*:** Insgesamt wurden im Rahmen der vorliegenden Arbeit 35 *G. cernua* auf ihren Befall mit parasitären Protozoen und Metazoen untersucht. Sämtliche Kaulbarsche waren befallen, und es konnten 9 827 Parasitenindividuen dokumentiert werden. Die 21 Parasitenarten konnten den Großgruppen Ciliophora (6), Digenea (8), Cestoda (1), Nematoda (2), Hirudinea (1), Crustacea (2) und Bivalvia (1) zugeordnet werden. Die Kiemen waren am häufigsten befallen (Abb. 11). Das E/E-Verhältnis ergab $R=0,90$.

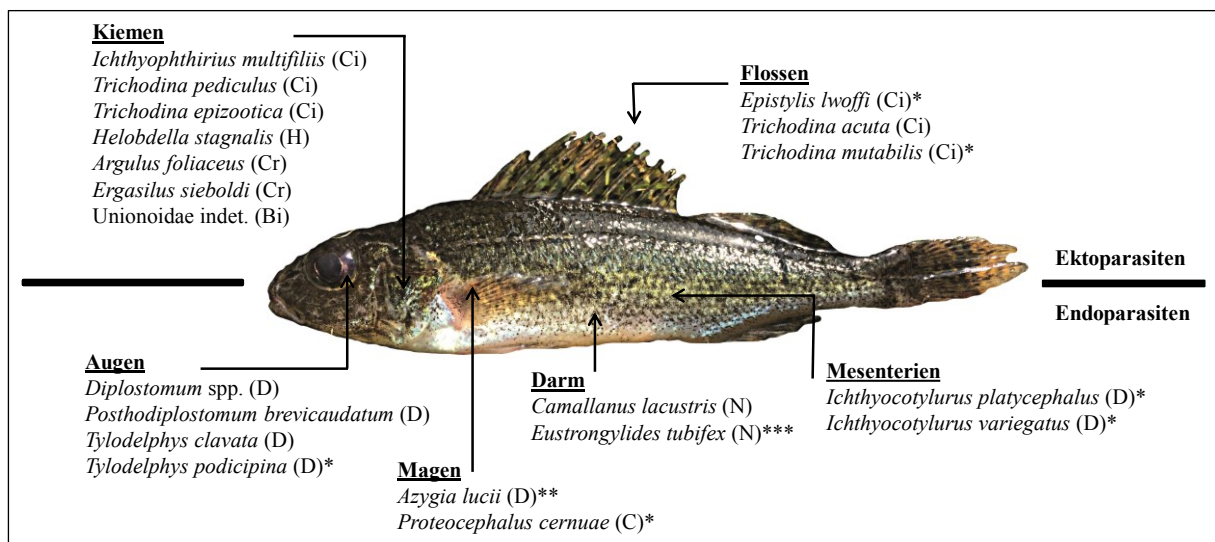


Abb. 11: Parasitenfauna von *Gymnocephalus cernua* aus dem Malchiner See. Bi: Bivalvia, C: Cestoda, Ci: Ciliophora, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor. **Üblicher Sitz des Parasiten ist der Magen-Darm-Trakt, hier aber in den Kiemen detektiert. ***Darmaußenwand

Im Kaulbarsch konnten insgesamt sechs Parasitenarten mit einer Prävalenz von über 60% (Kernarten) nachgewiesen werden. Neben den sechs Digeneaarten *Diplostomum* spp. ($P [\%]=94,2$), *I. platycephalus* ($P [\%]=85,7$), *I. variegatus* ($P [\%]=80,0$), *T. clavata* ($P [\%]=100,0$) und *T. podicipina* ($P [\%]=68,5$) erreichte auch der Crustacea *E. sieboldi* ($P [\%]=94,2$) hohe Befallshäufigkeiten. Obwohl für *I. platycephalus* und *I. variegatus* ähnliche Prävalenzen ermittelt wurden, unterschieden sich die beiden Arten deutlich in der relativen Häufigkeit. Durch den intensiveren Befall ($I=3-575$) erreichte *I. platycephalus* Werte von $p_i [\%]=27,87$, wo hingegen die relative Häufigkeit von *I. variegatus* nur bei $p_i [\%]=6,63$ lag.

Zu den Sekundärarten zählten die Ciliaten *E. lwoffi* (P [%]=42,8) und *T. epizootica* (P [%]=54,2). Ciliaten wie *I. multifiliis*, *T. acuta* und *Trichodina pediculus*, der Digenea *Azygia lucii*, der Nematoda *Camallanus lacustris*, der Hirudinea *Helobdella stagnalis* und der Crustacea *A. foliaceus* wurden mit den niedrigsten Prävalenzen von P [%]=2,8 detektiert und gehörten damit zu den „seltenen Arten“ in diesem Untersuchungsgebiet. Sämtliche andere hier nachgewiesene Parasitenarten waren Satellitenarten. Für den Ciliaten *Trichodina mutabilis* sowie den Nematoden *Eustrongylides tubifex* konnte die zweitniedrigste Prävalenz von P [%]=5,7 ermittelt werden. Der Digenea der Art *P. brevicaudatum* erreichte eine Befallshäufigkeit von P [%]=14,2. Der Cestoda *Proteocephalus cernuae* war der einzige Vertreter dieser Großgruppe und wurde mit P [%]=11,4 und mI=1,0 aus dem Darm des Kaulbarsches isoliert.

Die Glochidien der Familie Unionoidae indet. gehörten nach *E. sieboldi* zu den dominanten Ektoparasiten und konnten mit einer Prävalenz von P [%]=17,1 (I=1-9) auf den Kiemen des Kaulbarsches nachgewiesen werden. Es konnten überwiegend Generalisten, aber auch fünf Spezialisten (*A. lucii*, *T. podicipina*, *P. cernuae*, *C. lacustris* und *E. tubifex*) nachgewiesen werden, wobei keine Parasitenart überwiegend auf den Kaulbarsch spezialisiert war (Tab. 6).

***Perca fluviatilis*:** Im Rahmen der hier vorliegenden Arbeit wurden 35 Flussbarsche auf ihre metazoische Parasitenfauna untersucht. Dabei konnten 16 Parasitenarten, zugehörig zu den Großgruppen Digenea (8), Monogenea (1), Cestoda (2), Nematoda (2), Acanthocephala (1) und Crustacea (2), identifiziert werden. Die Summe sämtlicher isolierten Parasitenindividuen betrug 2 729, wobei das E/E-Verhältnis bei R=0,23 lag. Am häufigsten wurden Kiemen, Augen und der Darm des Fisches befallen, während die restlichen inneren Organe nur vereinzelt infiziert waren (Abb. 12).

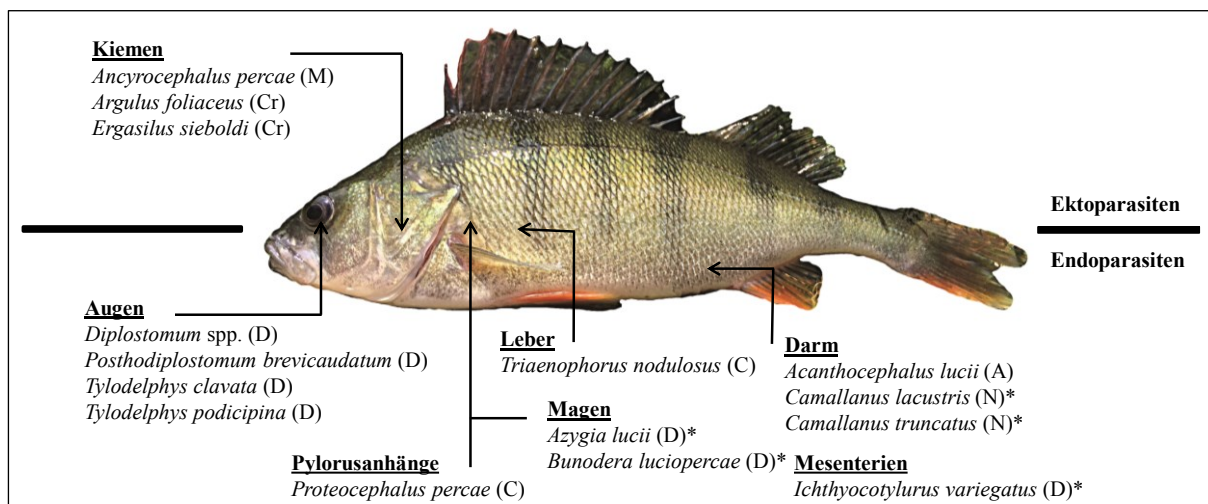


Abb. 12: Parasitenfauna von *Perca fluviatilis* aus dem Malchiner See. A: Acanthocephala, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, M: Monogenea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Die Parasitenfauna des Flussbarsches wies fünf Kernarten auf. Drei Digeneenarten (*Bunodera luciopercae*, *I. variegatus* und *T. clavata*) erreichten die höchsten Befallshäufigkeiten. Dabei konnte *I. variegatus* mit der höchsten Prävalenz von P [%]=94,2 (mI=16,1, mA=15,20 und p_i [%]=19,49) nachgewiesen werden. Der Augenschwamm *T. clavata* wies eine Prävalenz von P [%]=80,0 auf und wurde mit hohen Intensitäten von I=2-473 isoliert. Die daraus resultierende mittlere Intensität (mI=62,7), mittlere Abundanz (mA=50,17) und relative Häufigkeit (p_i [%]=64,34) waren am höchsten. Der Saugwurm *B. luciopercae* wies eine Befallshäufigkeit von

P [%]=71,4 bei einer mittleren Abundanz von $mA=2,94$ auf. Weitere Kernarten waren der Cestoda *Trienophorus nodulosus* sowie der Nematoda *C. lacustris*. Die beiden Parasitenarten wiesen ähnliche Befallshäufigkeiten (P [%]=68,5, P [%]=60,0) und Befallsintensitäten (I=1-11, I=1-12) auf. Demnach waren auch ihre mittlere Abundanzen ($mA=2,14$, $mA=2,62$) und relativen Häufigkeiten (p_i [%]=2,74, p_i [%]=3,37) ähnlich.

Die Augenwürmer *Diplostomum* spp. gehörten zu den Sekundärarten mit einer Prävalenz von P [%]=48,5, dabei lag ihre Befallsintensität bei $mI=5,7$ und I=1-27. Als „seltene Arten“ galten der Digenea *T. podicipina*, der Cestoda *Proteocephalus percae* sowie der Nematoda *Camallanus truncatus* aufgrund von geringsten Prävalenzen von jeweils P [%]=2,8. Sämtliche andere Parasitenarten gehörten zu den Satellitenarten. Vergleichsweise selten konnte der Digenea *A. lucii* nachgewiesen werden (P [%]=8,5, $mI=1,3$). Der Saugwurm *P. brevicaudatum* dagegen erreichte eine Befallshäufigkeit von P [%]=31,4 bei einer mittleren Intensität von $mI=3,8$ (I=1-15). Der Kratzwurm *Acanthocephalus lucii* konnte aus dem Darm mit maximal vier Individuen pro untersuchtem Fisch isoliert werden und erreichte eine Prävalenz von P [%]=20,0 bei einer relativen Häufigkeit von p_i [%]=0,44.

Von den Ektoparasiten konnte der Hakensaugwurm *Ancyrocephalus percae* mit insgesamt niedrigen Parametern (P [%]=17,1, I=1-3, $mI=1,3$ und $mA=0,22$) aus den Kiemen des Fisches isoliert werden. Die Crustacea der Arten *A. foliaceus* und *E. sieboldi* konnten auf den Flussbarschen mit geringen Prävalenzen von jeweils P [%]=5,7 dokumentiert werden. In der Parasitenfauna von *P. fluviatilis* konnten mehr Generalisten als Spezialisten (*A. lucii*, *T. podicipina*, *A. percae*, *P. percae*, *C. lacustris* und *C. truncatus*) nachgewiesen werden, wobei *A. percae* ausschließlich und *C. lacustris* überwiegend beim Flussbarsch parasitieren (Tab. 6).

Anguilla anguilla: In der vorliegenden Arbeit wurden 32 Europäische Aale auf ihre metazoische Parasitenfauna untersucht, wobei insgesamt 628 Parasiten zugehörig zu 14 Arten (Digenea (3), Monogenea (2), Cestoda (3), Nematoda (3), Acanthocephala (1), Hirudinea (1) und Crustacea (1)) detektiert wurden. Während Organe wie die Augen, Magen und die Schwimmblase jeweils nur von einer Art befallen wurden, konnten im Darm, gefolgt von den Kiemen, die meisten Arten nachgewiesen werden (Abb. 13). Kein Aal war frei von metazoischen Parasiten, wobei ein E/E-Verhältnis bei einem Wert von $R=0,40$ lag.

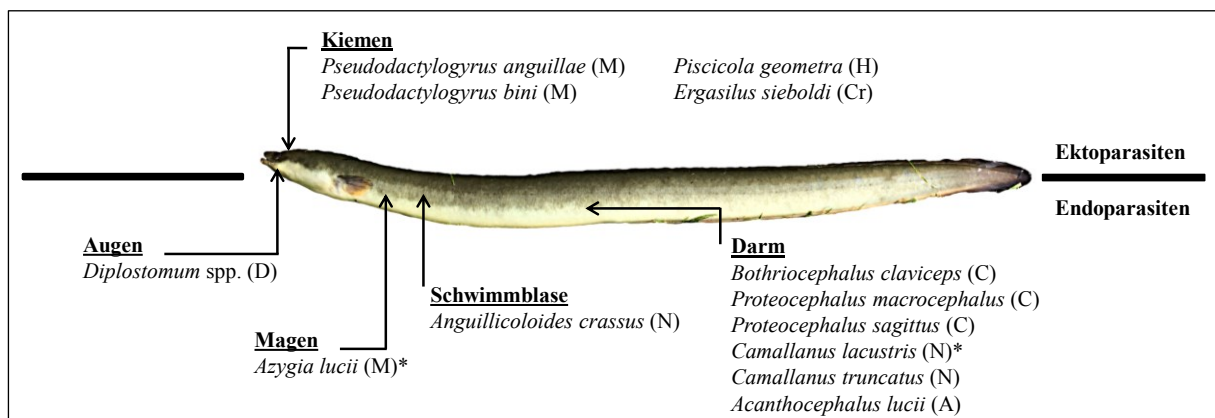


Abb. 13: Parasitenfauna von *Anguilla anguilla* aus dem Malchiner See. A: Acanthocephala, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, M: Monogenea, N: Nematoda, *Parasiten kommen in mehreren Organen vor

Der Schwimmblasenwurm *Anguillicoloides crassus* zählte mit der höchsten Prävalenz von $P [\%]=78,1$ zur Kernart für *A. anguilla* in diesem Untersuchungsgewässer. Mittlere Intensität ($mI=7,5$), die mittlere Abundanz ($mA=5,90$) oder die relative Häufigkeit ($p_i [\%]=30,09$) dieses Fadenwurms erreichten die höchsten Werte und dokumentierten den intensiven Befall des Aals mit diesem Nematoden. Eine ebenfalls hohe Prävalenz ($P [\%]=71,8$) erreichte *E. sieboldi*, womit er zu der zweiten Kernart zählte.

Der Cestoda *Proteocephalus macrocephalus* erreichte eine Prävalenz von $P [\%]=43,7$. Damit gehörte dieser Bandwurm zu einer Sekundärart. Die ermittelte relative Häufigkeit lag bei $p_i [\%]=13,37$ bei einer mittleren Abundanz von $mA=2,62$. Sämtliche anderen Parasitenarten erreichten geringere Befallshäufigkeiten. Die niedrigsten Prävalenzen erreichten der Nematoda *C. truncatus* sowie der Egel *P. geometra* (jeweils $P [\%]=3,1$). Damit gehörten diese Parasiten zu den „seltene Arten“ für den Europäischen Aal in diesem Untersuchungsgebiet. Als Satellitenarten konnten sämtliche anderen hier nachgewiesenen Parasiten bezeichnet werden. Vergleichsweise geringe Befallshäufigkeiten wurden für den Digenea *Diplostomum* spp. und den Acanthocephala *Ac. lucii* (jeweils $P [\%]=6,2$) ermittelt. Der Digenea *A. lucii* wurde mit einer Prävalenz von $P [\%]=21,8$ bei einer mittleren Intensität von $mI=1,7$ nachgewiesen. Die Bandwurmart *Bothriocephalus claviceps* und *Proteocephalus sagittus* konnten mit Prävalenzen von $P [\%]=21,8$ und $P [\%]=31,2$ aus dem Darm des Aals isoliert werden. Dabei erreichte *P. sagittus* höhere mittlere Intensitäten von $mI=4,1$ ($I=1-16$) als *B. claviceps* ($mI=2,2$, $I=1-5$). Der Nematoda *C. lacustris* wurde mit Prävalenzen von $P [\%]=34,3$ bei einer relativen Häufigkeit von $p_i [\%]=3,34$ detektiert.

Die ektoparasitischen Monogenea der Gattung *Pseudodactylogyrus* (*P. anguillae* und *P. bini*) wurden mit einer Prävalenz von $P [\%]=12,5$ und $P [\%]=25,0$ nachgewiesen, wobei für *P. bini* die höchste Intensität ($I=1-50$) sowie die zweithöchste relative Häufigkeit von $p_i [\%]=22,13$ ermittelt wurde. In der Parasitenfauna des Aals konnten überwiegend Spezialisten (*A. lucii*, *A. crassus*, *C. lacustris*, *C. truncatus*, *P. anguillae*, *P. bini*, *B. claviceps*, *P. macrocephalus*, *P. sagittus*) nachgewiesen werden, wobei *C. lacustris*, *C. truncatus*, *P. sagittus* überwiegend auf andere Fischarten spezialisiert sind (Tab. 6).

4.3.1.3 Molekulargenetische Befunde

Mithilfe der Molekulargenetik wurden ausgewählte Exemplare der Großgruppen Myxozoa, Digenea und Cestoda bis zur Art identifiziert. Alle Parasiten stammten aus Fischen des Malchiner Sees. Insgesamt sechs Parasitenarten konnten molekulargenetisch identifiziert werden (Tab. 7).

Tab. 7: Übersicht über das verwendete genetische Material und die erzielten Ergebnisse. Angegeben ist die Übereinstimmung in Prozent mit Genbank-Referenzsequenzen sowie ihre Accession Nummer. Au: Auge, D, Darm, Ki: Kiemen, L: Leber

Parasit	Fischart	Sitz im Wirt	Primer	Identität (%)	Accession	Autor
MYXOZOA						
<i>Myxobolus scardinii</i>	<i>S. erythrophthalmus</i>	Ki	MX5, MX3; MC5, MC3; MB5, MB3	99	KJ562362	Pekmezci et al. 2015
DIGENEA						
<i>Tylodelphys clavata</i>	<i>P. fluviatilis</i>	Au	F-Primer 3S, R-	99	JQ665459	Behrmann-Godel 2013
CESTODA						
<i>Khavia baltica</i>	<i>T. tinca</i>	D	Worm A, Worm B	99	JN004255	Schol et al. 2011
<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	<i>A. anguilla</i>	D	Worm A, Worm B, D1, D2	99	AY551167	Hypsa et al. 2004
<i>Proteocephalus sagittus</i>	<i>A. anguilla</i>	D	D1, D2	100	AY375548	Schol et al. 2003
<i>Trianophurus nodulosus</i>	<i>P. fluviatilis</i>	L	Worm A, Worm B	98	Y09685.1	Verneau et al. 1997

Die DNA-Extraktion (Kapitel 3.4.4) führte nicht bei allen Proben zu einer ausreichenden Menge an DNA, wodurch nur ein Teil der Proben zur molekulargenetischen Datenauswertung verwendet werden konnte. Die durchgeführte Agarose-Gelelektrophorese zeigte anhand der vorhandenen Banden, dass die verwendeten Primer (Anhang II-3, Tab. II-3.2) spezifisch amplifizierten. Der quantitative Nachweis der PCR-Produkte gelang jedoch bei nur wenigen Proben. Wurde eine ausreichende Intensität erreicht, konnten die Proben purifiziert und sequenziert werden. Anschließend konnten die erhaltenen Sequenzen mittels Gendatenbank NCBI mit Referenzsequenzen verglichen werden.

Die hohe Identität (%), also Übereinstimmung der gewonnenen Sequenzen mit den Referenzsequenzen der Gendatenbank wurde überwiegend zur Artdiagnose genutzt. Aus der Großgruppe Myxozoa konnte *M. scardinii* mit einer Identität von 99% zu der Referenzsequenz von Pekmezci et al. (2015) in den Kiemen von *S. erythrophthalmus* bestimmt werden. Der Saugwurm *T. clavata* wurde aus den Augen des Flussbarsches isoliert und konnte ebenfalls mit einer 99%igen Übereinstimmung mit der Referenzsequenz von Behrmann-Godel (2013) genetisch identifiziert werden. Insgesamt konnten vier Cestoden genetisch bestimmt werden. Die Sequenz des Cestoden aus *T. tinca* ergab eine 99%ige Übereinstimmung mit der Referenzsequenz von Scholz et al. (2011) zu *Khawia baltica*. Beim Europäischen Aal wurde die Artbestimmung von *P. macrocephalus* und *P. sagittus* mit einer Übereinstimmung von 99% und 100% genetisch bestätigt (Hypsa et al. 2004, Scholz et al. 2003). Aus der Leber des Flussbarsches wurde der Bandwurm *T. nodulosus* mit einer 98%igen Identität zu der Sequenz aus Verneau et al. (1997) genetisch identifiziert.

4.3.2 Charakterisierung der Parasitenfauna im Malchiner See

Sämtliche ökologische Parameter wie Diversitätsindices und Dominanzindices wurden ermittelt, um die Parasitenfaunen der einzelnen Fischarten charakterisieren zu können. In Tabelle 8 sind die Parameter für die Zielfischarten des Malchiner Sees dargestellt.

Tab. 8: Ökologische Parameter der Fische des Malchiner Sees (ohne Ciliaten und Myxozoa). BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor

Fischarten	K	HSI	H'		E		D		BP [%]	E/E (R)	Dominante Art
Karpfenartige			H' Total	H' Endo	E Total	E Endo	D Total	D Endo			
<i>A. brama</i>	1,1	1,0	1,883	1,639	0,695	0,605	5,060	5,197	34,495	0,25	<i>C. microcephalum</i>
<i>A. alburnus</i>	0,6	1,1	2,101	1,525	0,845	0,614	6,892	13,423	24,615	0,20	<i>E. sieboldi</i>
<i>B. bjoerkna</i>	1,1	1,1	1,624	1,568	0,677	0,654	4,658	4,658	25,319	0,57	<i>T. clavata</i>
<i>C. gibelio</i>	1,8	8,0	0,576	0,351	0,831	0,507	1,633	14,440	73,684	1,00	<i>E. sieboldi</i>
<i>R. rutilus</i>	1,0	1,2	0,392	0,338	0,163	0,141	1,175	1,175	92,144	0,83	<i>T. clavata</i>
<i>S. erythrophthalmus</i>	1,3	1,3	1,913	1,763	0,650	0,599	4,255	4,269	43,347	0,35	<i>P. brevicaudatum</i>
<i>T. tinca</i>	1,6	1,6	0,751	0,363	0,342	0,165	1,747	1,952	71,517	0,80	<i>A. tincae</i>
Barschartige											
<i>G. cernua</i>	1,1	1,1	1,152	1,046	0,426	0,386	2,425	2,428	57,219	0,36	<i>T. clavata</i>
<i>P. fluviatilis</i>	1,0	1,0	1,194	1,167	0,431	0,421	2,189	2,189	64,345	0,23	<i>T. clavata</i>
Europäischer Aal											
<i>A. anguilla</i>	0,2	1,4	1,887	1,138	0,715	0,431	5,267	8,705	30,095	0,40	<i>A. crassus</i>

Aufgrund des artspezifischen Konditionsfaktors (K) sowie des Hepatosomatischen Index (HSI) konnten diese Werte nicht zwischen unterschiedlichen Fischarten verglichen werden. Die Parameter werden jedoch aufgrund der Vollständigkeit aufgeführt und wurden bereits im Kapitel 4.1 (Abb. 1) dargestellt. Im Folgenden werden die ökologischen Parameter der Karpfenartigen, Barschartigen sowie des Europäischen Aals mithilfe der

errechneten Indices erläutert. Um eine Vergleichsbasis zwischen den Fischarten mit und ohne Abstrichnahme zu schaffen, wurden die Parasitenarten der Großgruppen Ciliaten und Myxozoa bei allen Fischarten nicht berücksichtigt.

Anhand der Diversitätsindices wie Shannon-Wiener Index (H') und Simpson Index (D) konnte die Parasitenfauna des Ukeleis als besonders divers charakterisiert werden. Beim Ukelei wurde nicht nur der höchste Shannon-Wiener Index (H' (Total)=2,101), sondern auch der höchste Simpson Index (D (Total)=6,892) unter sämtlichen hier untersuchten Fischarten verzeichnet. Auch der ermittelte Evenness-Wert von E (Total)=0,845, sowie der Berger-Parker Index von BP [%]=24,615 zeigten eine gleichmäßige Verteilung (Gleichverteilung) der Parasitenarten und gleichzeitig eine geringe Dominanz der häufigen Parasitenart *E. sieboldi* auf. Den zweithöchsten Shannon-Wiener Index von H' (Total)=1,913 und den höchsten H' (Endo)=1,763 wies die Rotfeder auf. Der ebenfalls hohe Simpson Index (D (Total)=4,255) sowie der eher durchschnittliche Berger-Parker Index (BP [%]=43,347) zeigten eine Gleichverteilung der Individuenzahlen in der diversen Parasitenfauna der Rotfeder auf.

Auch die Parasitenfaunen des Bleis und der Güster wiesen eine hohe Artenvielfalt bei einer gleichmäßigen Verteilung der Parasitenarten auf (Blei H' (Total)=1,883, H' (Endo)=1,639, E (Total)=0,695, E (Endo)=0,605 und Güster H' (Total)=1,624 und H' (Endo)=1,568, E (Total)=0,677 und E (Endo)=0,654). Die niedrigen Berger-Parker Indices (Blei BP [%]=34,495 und Güster BP [%]=25,319) bestätigten die geringe Dominanz einer Parasitenart. Für den Giebel konnte anhand der hier ermittelten Parameter eine Parasitenfauna mit einer geringen Diversität (H' (Total)=0,576) bei einer Gleichverteilung der Individuen (E (Total)=0,831) ermittelt werden. Dabei dominierte unter den insgesamt zwei detektierten Parasitenarten der Crustacea *E. sieboldi* die Parasitenfauna des Giebels besonders stark (BP [%]=73,684).

Die Parasitenfaunen des Rotauges und der Schleie können als wenig divers charakterisiert werden. Die geringste Artenvielfalt erreichte das Rotaugé sowohl bezüglich der totalen Diversität H' (Total)=0,392 als auch der Diversität der Endoparasiten H' (Endo)=0,338. Auch für die Schleie konnten vergleichsweise niedrige Parameter (H' (Total)=0,751, H' (Endo)=0,363) ermittelt werden. Derselbe Trend zeigte sich beim Simpson Index (Rotaugé D (Total/Endo)=1,175 und Schleie D (Total)=1,747, D (Endo)=1,952). Die Dominanzindices der beiden Fischarten zeigten eine starke Dominanz der Parasitenarten *T. clavata* beim Rotaugé und *A. tincae* bei der Schleie auf. Neben der hier für das Rotaugé ermittelten niedrigsten Evenness von E (Total)=0,163 und E (Endo)=0,141 konnte auch für die Schleie eine niedrige Evenness errechnet werden (E (Total)=0,342 und E (Endo)=0,165). Mithilfe des höchsten Berger-Parker Index beim Rotaugé (BP [%]=92,144) konnte die Dominanz von *T. clavata* bestätigt werden. Analog zeigte der BP -Index der Schleie (BP [%]=71,517) die Dominanz von *A. tincae* auf.

Der Kaulbarsch und der Flussbarsch unterschieden sich nur geringfügig in den ermittelten ökologischen Parametern. Bei beiden Fischarten wiesen die Parasitenfaunen eine unterdurchschnittliche Artenvielfalt bei einer deutlichen Dominanz des Digenea *T. clavata* auf (Kaulbarsch H' (Total)=1,152, H' (Endo)=1,046 und E (Total)=0,426, E (Endo)=0,386 und Flussbarsch H' (Total)=1,194, H' (Endo)=1,167 und E (Total)=0,431, E (Endo)=0,421). Die Parasitenfauna des Europäischen Aals kann hingegen als divers charakterisiert werden (H' (Total)=1,887). Zudem deutet der zweithöchste Dominanzindex von E (Total)=0,715 unter sämtlichen untersuchten Fischarten auf eine Gleichverteilung der Individuenzahlen der im Aal detektierten Parasiten hin. Derselbe Trend kann anhand weiterer Parameter belegt werden. Der niedrige Berger-Parker Index

(BP [%]=30,095) steht für eine geringe Dominanz der häufigen Parasitenart *A. crassus* und unterstützt den durch den Evenness (Total) aufgezeigten Trend.

Betrachtet man das Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis zwischen den unterschiedlichen Fischarten, konnten die meisten Ektoparasiten auf dem Rotaugen ($R=0,83$) und der Schleie ($R=0,80$) nachgewiesen werden. Mit Ausnahme des Giebels wurden die wenigsten Ektoparasiten auf dem Ukelei ($R=0,20$), dem Flussbarsch ($R=0,23$) und dem Blei ($R=0,25$) detektiert.

Zusammenfassend erreichten die Parasitenfaunen des Ukeleis und der Rotfeder die höchste Diversität im Untersuchungsgebiet Malchiner See. Für den Blei und den Europäischen Aal konnte eine ähnlich hohe Artenvielfalt in Bezug auf $H'(Total)$ errechnet werden. Ihre Parasitenfauna kann ebenfalls als besonders divers charakterisiert werden. Die Verteilung der Individuenanzahl (Evenness) war in der Parasitenfauna des Ukeleis und des Aals am gleichmäßigsten, wobei die Fauna des Giebels hier aufgrund der geringen Parasitenartenanzahl ($n=2$) nur bedingt berücksichtigt wird. Die mit Abstand geringste Artenvielfalt konnte für das Rotaugen ermittelt werden. Zudem wurde die gesamte Parasitenfauna besonders stark von einer bzw. wenigen Arten dominiert. Auffällig ist die Ähnlichkeit in den Parasitenfaunen der Barschartigen, beide wiesen eine wenig diverse Parasitenfauna mit starken Schwankungen in den Individuenzahlen auf.

4.3.2.1 Kategorisierung anhand der Großgruppen

Anhand der Verteilung der Parasitengroßgruppen können die Parasitengemeinschaften sämtlicher Zielfischarten im Malchiner See (MS) kategorisiert werden. Zudem ist der Anteil bestimmter Großgruppen an der gesamten Parasitenfauna der jeweiligen Fischart von Bedeutung. Die Zusammensetzung der Parasitengemeinschaften in Bezug auf die parasitischen Großgruppen ist in Abbildung 14 dargestellt.

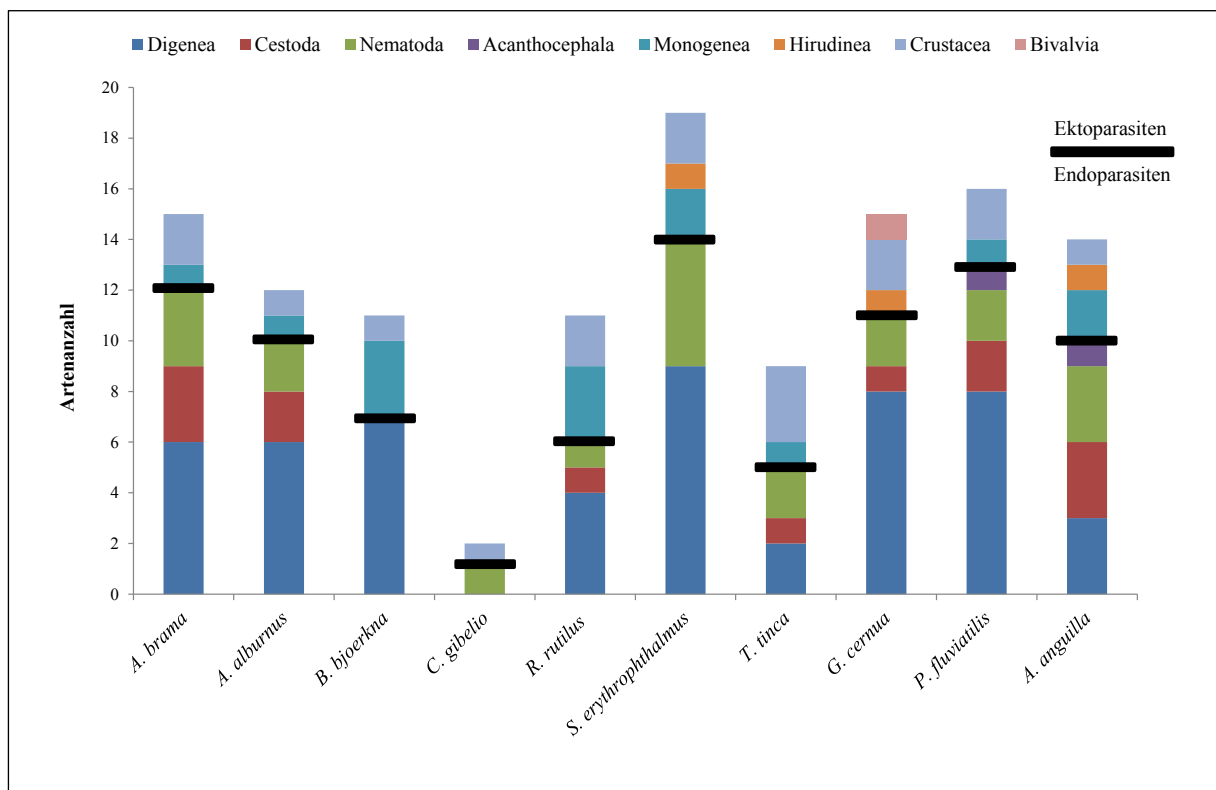


Abb. 14: Verteilung der Großgruppen in den Parasitenfaunen der zehn Zielfischarten aus dem Malchiner See ohne Berücksichtigung der Ciliaten und Myxozoa

Neben der Artenanzahl (Ciliaten und Myxozoa nicht berücksichtigt) kann der Darstellung die Unterteilung in Ekto- bzw. Endoparasiten entnommen werden. Die höchste Artenanzahl im MS wurde mit 19 Parasitenarten bei der Rotfeder, gefolgt vom Flussbarsch mit 16 Arten sowie dem Blei und Kaulbarsch mit jeweils 15 Parasitenarten festgestellt. Der räuberische Aal erreichte eine Anzahl von 14 Arten. Eine unterdurchschnittliche Anzahl von zwölf und jeweils elf Arten erreichten Fische wie Ukelei, Güster und das Rotaugen. Die geringste Artenanzahl konnte bei der Schleie (neun Arten) sowie dem Giebel (zwei Arten) festgestellt werden.

Grundsätzlich lassen sich die Parasitenfaunen der untersuchten Friedfische von denen der Raubfische unterscheiden. Innerhalb der Parasitenfaunen der Friedfische waren im Durchschnitt elf Parasitenarten und vier Parasitengroßgruppen bei einer Fischart vertreten. In der Parasitengemeinschaft der Raubfische wurden durchschnittlich 15 Parasitenarten und sechs Großgruppen nachgewiesen. Bezug nehmend auf die prozentuale Verteilung der parasitischen Großgruppen (Tab. 9), lassen sich die Fischarten in unterschiedliche Kategorien einteilen:

1. Die erste Kategorie stellen Friedfische dar, welche 12-15 Parasitenarten, verteilt auf fünf Großgruppen, aufweisen. Dabei lassen sich in ihrer Parasitenfauna zu einem großen Anteil ($\geq 50\%$) Digenea, zu einem mittleren Anteil (15-30%) Cestoda und Nematoda sowie zu einem geringen Anteil ($\leq 15\%$) Monogenea und Crustacea nachweisen. Der Gesamtanteil an Endoparasiten liegt bei dieser Kategorie über 80%.
2. Die zweite Kategorie stellen Friedfische dar, welche elf Parasitenarten, verteilt auf drei bis fünf Großgruppen, aufweisen. Dabei lassen sich in ihrer Parasitenfauna zu einem großen Anteil ($\geq 35\%$) Digenea, zu mittlerem Anteil Monogenea ($\geq 25\%$) und Crustacea ($\geq 10\%$) sowie zu geringem Anteil ($\leq 10\%$) Cestoda und Nematoda nachweisen. Der Gesamtanteil an Ektoparasiten liegt bei dieser Kategorie über 35%.
3. Die dritte Kategorie stellen Raubfische dar, welche 15-16 Parasitenarten, verteilt auf sechs Großgruppen, aufweisen. Dabei lassen sich in ihrer Parasitenfauna zu einem großen Anteil ($\geq 50\%$) Digenea, zu mittlerem Anteil ($\geq 10\%$) Cestoda, Nematoda und Crustacea sowie zu geringem Anteil ($\leq 10\%$) Acanthocephala, Monogenea, Hirudinea und Bivalvia nachweisen. Der Gesamtanteil an Endoparasiten liegt bei dieser Kategorie über 75%.
4. Die vierte Kategorie stellen Fischarten dar, welche anhand der Anzahl an Parasitenarten, der Anzahl an Großgruppen und ihren prozentualen Anteilen an der gesamten Parasitenfauna nicht den Kategorien eins bis drei zugeordnet werden können. Diese Fischarten bilden eine Sonderkategorie.

Tab. 9: Anteil der Parasitengroßgruppen in Prozent. A: Acanthocephala, Bi: Bivalvia, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, H: Hirudinea, M: Monogenea, N: Nematoda, Σ : Summe der Parasitenarten

Fischart	D (%)	C (%)	N (%)	A (%)	M (%)	H (%)	Cr (%)	Bi (%)	Σ
<i>A. brama</i>	40	20	20		7		13		15
<i>A. alburnus</i>	50	17	17		8		8		12
<i>B. bjoerkna</i>	64				27		9		11
<i>C. gibelio</i>			50				50		2
<i>R. rutilus</i>	36	9	9		27		18		11
<i>S. erythrophthalmus</i>	47		26		11	5	11		19
<i>T. tinca</i>	22	11	22		11		33		9
<i>G. cernua</i>	53	7	13			7	13	7	15
<i>P. fluviatilis</i>	50	13	13	6	6		13		16
<i>A. anguilla</i>	21	21	21	7	14	7	7		14

Die erste Kategorie wurde anhand der zu großen Teilen übereinstimmenden Parasitenfaunen des Bleis (*A. brama*) und des Ukeleis (*A. alburnus*) definiert. Auch die Parasitenfaunen der Güster (*B. bjoerkna*) und des Rotauges (*R. rutilus*) glichen sich größtenteils und bildeten die Grundlage für die zweite Kategorie. Die dritte Kategorie wurde anhand der zu großen Teilen deckungsgleichen Parasitenfauna des Kaulbarsches (*G. cernua*) und des Flussbarsches (*P. fluviatilis*) definiert. Der Giebel (*C. gibelio*), die Rotfeder (*S. erythrophthalmus*), die Schleie (*T. tinca*) sowie der Europäische Aal (*A. anguilla*) bilden aufgrund ihrer stark abweichenden Parasitenfaunen die Sonderkategorie vier.

4.3.2.2 Kategorisierung anhand der Parasitenarten

Durch den Vergleich der Parasitenarten lassen sich Gemeinsamkeiten und Unterschiede zwischen den zehn untersuchten Fischarten feststellen. Generell konnten der Digenea *P. cuticola*, der Monogenea *P. homoion*, der Nematoda *C. micropapillatum* sowie der Cestoda *P. scolecina* nur in den Parasitenfaunen der Friedfische, der Digenea *A. lucii*, der Nematoda *C. lacustris* sowie mehrere Cestoden der Gattung *Proteocephalus* hingegen ausschließlich in den Parasitengemeinschaften der Raubfische nachgewiesen werden. Als ein charakteristischer Parasit der Perciden erwies sich der Digenea *T. podicipina*. Parasitenarten wie die Augenwürmer der Art *T. clavata* und *Diplostomum* spp. oder der Crustacea *E. sieboldi* waren insgesamt stark vertreten und kamen in den hier durchgeführten Untersuchungen in Raub- und Friedfischen vor. Im Folgenden werden die Parasitengemeinschaften der untersuchten Zielfischarten (Anhang V-1) im Hinblick auf ihren Zusammenhang untereinander erläutert und in die zuvor definierten Kategorien eingeordnet.

Betrachtet man die Parasitenfaunen einzelner Fischarten, so stimmen diese zwischen dem Blei und dem Ukelei mehrheitlich überein. Diese Fischarten bildeten in Kapitel 4.3.2.1 die **erste Kategorie**. Insbesondere ihre Digeneenfauna überschneidet sich zu 80%, ihre Nematodenfauna sogar zu 100%. Insgesamt waren zehn Parasitenarten in den beiden Parasitenfaunen identisch (*E. lwoffii*, *I. multifiliis*, *Diplostomum* spp., *I. platycephalus*, *P. cuticola*, *T. clavata*, *P. scolecina*, *C. microcephalum* und *C. micropapillatum* und *E. sieboldi*).

Zwischen den Fischarten Güster und Rotaugen (**zweite Kategorie**) konnten die meisten Übereinstimmungen ebenfalls in der Digeneenfauna (zu 50%) festgestellt werden. Insgesamt neun Parasitenarten stimmten in den beiden Parasitenfaunen überein (*E. lwoffii*, *T. acuta*, *Diplostomum* spp., *P. cuticola*, *T. clavata*, *D. sphyrna*, *P. homoion* und *E. sieboldi*).

Die beiden Perciden (Kaulbarsch und Flussbarsch) bilden die **dritte Kategorie**. In der Digeneenfauna der beiden Fischarten konnten die meisten Übereinstimmungen ermittelt werden, wobei 90% der Digeneaarten gleich waren (*A. lucii*, *Diplostomum* spp., *I. variegatus*, *P. brevicaudatum*, *T. clavata*, *T. podicipina*). Zudem wurde der Nematode *C. lacustris* (50% der Nematodenfauna gleich) sowie die Crustacea *A. foliaceus* und *E. sieboldi* (100% der Crustaceenfauna gleich) in beiden Fischarten nachgewiesen.

Eine **Sonderkategorie** bildeten die restlichen vier Fischarten. Ihre Parasitenfaunen wichen in der Anzahl der Parasitenarten bzw. Großgruppen entweder stark von zuvor definierten Kategorien ab (Giebel und Rotfeder), oder die Parasitenfauna war stark von artcharakteristischen Parasitenarten geprägt (Schleie und Aal). Die Parasitenfauna der Rotfeder verbindet einerseits zu großen Teilen die Parasitenarten des Bleis, des Ukeleis, der Güster und des Rotauges. Andererseits wies die Fauna neben artcharakteristischen Parasiten wie dem Myxozoa *M. scardinii* auch Arten wie *P. brevicaudatum* oder *A. tincae* auf. Einen Kontrast zur diversen Fauna der

Rotfeder bildete die Parasitengemeinschaft des Giebels. Hier konnten lediglich der Nematoda *C. micropapillatum* und der abundante Crustacea *E. sieboldi* nachgewiesen werden. Unter sämtlichen hier untersuchten Cypriniden hebt sich die Parasitenfauna der Schleie von anderen Fischarten hervor und kann daher auch mit keiner anderen Fischart verglichen werden. Die gesamte Parasitenfauna wurde überwiegend von Spezialisten wie *D. tincae*, *K. baltica* und *S. tincae* dominiert. Die Parasitengemeinschaft des Europäischen Aals muss ebenfalls gesondert betrachtet werden, auch sie wurde besonders stark von Spezialisten wie *A. crassus*, *B. claviceps*, *P. anguillae* und *P. bini* geprägt.

4.3.2.3 Multivariate Analyse der Fischarten

Anhand der multivariaten Analyse lassen sich Ähnlichkeiten und Unterschiede der Parasitengemeinschaften der zehn Fischarten im Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See (MS) visualisieren. In Abbildung 15 a-b wurden die Abundanzdaten sämtlicher Parasitenindividuen miteinander verglichen. In Form einer Cluster-Analyse (Anhang V-4, Abb. 4.1-4.2) sowie einer Multidimensionalen Skalierung (Multidimensional scaling, MDS Plot) (Abb. 15) wurden die Ergebnisse jeweils für Raub- und Friedfische dargestellt. Zur besseren räumlichen Darstellung wurden unparasitierte Fische aus der Darstellung ausgeschlossen. Um die Gewichtung von besonders abundanten Parasitenarten zu verringern, wurden die Daten mit der Quadratwurzel transformiert (Kapitel 3.6.1). Die Ähnlichkeitsanalysen ANOSIM und SIMPER stellen die Gewichtung der einzelnen Parasitenarten dar (Anhang V-4).

Der MDS Plot (Abb. 15a) der karpfenartigen Fische zeigt einerseits eine Durchmischung der Parasitenfauna diverser Cyprinidenarten untereinander (z. B. Blei, Ukelei und Güster). Andererseits sind eindeutige Gruppierungen der jeweiligen Parasitenfaunen wie z. B. der Schleie gegenüber anderen Faunen erkennbar. Anhand der Ergebnisse der Ähnlichkeitsanalyse (SIMPER-Analyse) konnte die größte Ähnlichkeit im Parasitenbefall innerhalb einer Fischart beim Rotaugen (similarity 51,03%), bei der Schleie (similarity 44,74%) und dem Blei (similarity 42,51%) festgestellt werden. Beim Rotaugen war für die ermittelte Ähnlichkeit zu 83,65% *T. clavata*, bei der Schleie maßgeblich *E. sieboldi* (76,08%) und beim Blei *C. microcephalum* (39,84%) verantwortlich.

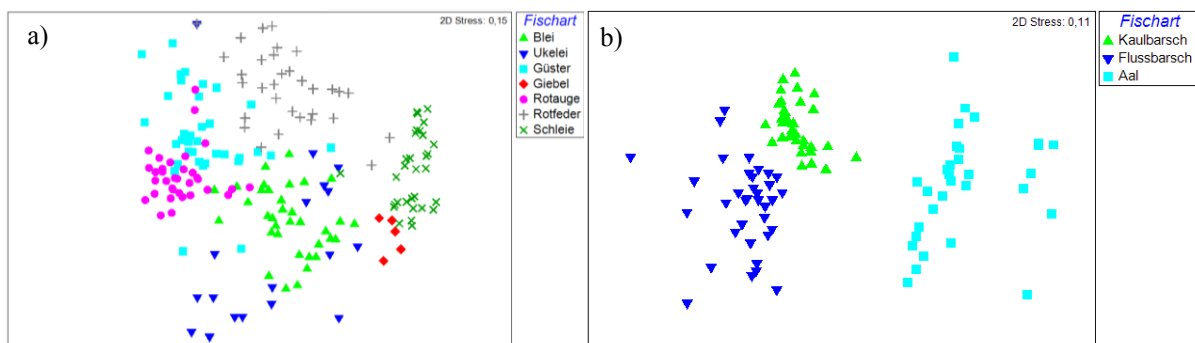


Abb. 15: a) MDS Plot der Parasitenfauna der Karpfenartigen aus dem Malchiner See. b) MDS Plot der Parasitenfauna der Barschartigen und des Europäischen Aals aus dem Malchiner See

Beim Vergleich der unterschiedlichen Fischarten konnte die größte Ähnlichkeit (bzw. nach PRIMER die geringste Ungleichheit (dissimilarity)) zwischen der Güster und dem Rotaugen (66,95%) ermittelt werden. Diese Ähnlichkeit kann im MDS Plot nachvollzogen werden. Auch die Fischarten Blei und Ukelei (dissimilarity 81,37%) waren in ihrer Parasitierung unter sämtlichen Cypriniden besonders ähnlich. Die Ähnlichkeitsanalyse

ANOSIM der hier untersuchten Cypriniden ergab einen Wert von $R=0,695$ bei einem signifikanten Stress-Wert von 0,1%.

Die größten Unterschiede in der Parasitenfauna (contribution (%)) der sieben karpfenartigen Zielfischarten (A.b.: Blei, A.a.: Ukelei, B.b.: Güster, C.g.: Giebel, R.r.: Rotaugen, S.e.: Rotfeder, T.t.: Schleie) wurden hauptsächlich durch folgende Parasitenarten hervorgerufen: *T. clavata* (A.a./B.b., A.b./R.r., A.a./R.r., B.b./R.r., C.g./R.r., B.b./S.e., R.r./S.e., R.r./T.t.), *C. microcephalum* (A.b./A.a., A.b./B.b., A.b./C.g., A.b./S.e., A.b./T.t.), *E. sieboldi* (A.a./C.g., A.a./T.t., B.b./T.t., S.e./T.t.), *P. brevicaudatum* (A.a./S.e., C.g./S.e.), *Diplostomum* spp. (B.b./C.g.) und *A. tincae* (C.g./T.t.). Dabei lag der durchschnittliche Beitrag der Parasitenarten an der Unähnlichkeit zwischen den beiden verglichenen Fischarten bei dem Digenea *T. clavata* bei 37,7%, bei dem Nematoda *C. microcephalum* bei 21,6%, bei dem Crustacea *E. sieboldi* bei 24,21% und bei dem Digenea *P. brevicaudatum* bei 18,38%. Zwischen der Güster und dem Giebel waren die Augenwürmer *Diplostomum* spp. zu 25,83% an ihrer Differenz beteiligt, während zwischen dem Giebel und der Schleie der Digenea *A. tincae* zu 38,32% an ihrer Unähnlichkeit in der Parasitenfauna verantwortlich war.

Die Abbildung 15b zeigt eine deutliche Trennung zwischen den Parasitenfaunen der drei Raubfischarten. Diese Differenz kann durch die Ähnlichkeitsanalyse ANOSIM mit einem hoch signifikanten Wert von $R=0,791$ (Stress-Wert: 0,1%) bestätigt werden. Dennoch tendierten die Faunen des Kaulbarsches und des Flussbarsches untereinander zur größeren Ähnlichkeit im Vergleich zu der des Europäischen Aals. Laut der SIMPER-Analyse lagen die größeren Ähnlichkeiten in der intraspezifischen Parasitierung beim Kaulbarsch vor (similarity 60,49%). Die durchschnittliche Ähnlichkeit beim Flussbarsch betrug 46,27%, während die Fauna des Europäischen Aals die niedrigste Ähnlichkeit aufwies (similarity 37,62%). Eine große Übereinstimmung in der Parasitenfauna konnte laut der SIMPER-Analyse zwischen dem Kaulbarsch und dem Flussbarsch (dissimilarity=69,52%) ermittelt werden. Für die Übereinstimmungen in der Parasitenfauna zwischen den drei Raubfischen war der Digenea *T. clavata* hauptverantwortlich. Zwischen Kaul- und Flussbarsch lag der durchschnittliche Beitrag des Digenea bei 27,60%, zwischen dem Kaulbarsch und dem Aal bei 31,37% und zwischen dem Flussbarsch und dem Aal bei 19,36%.

4.3.3 Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* L. aus den Vergleichsgewässern

4.3.3.1 Hohen Sprenger See (MV)

Insgesamt 35 Rotaugen wurden in dem Vergleichsgewässer Hohen Sprenger See (HSS) in Mecklenburg-Vorpommern beprobt. Im Rahmen dieser Untersuchung konnten 874 Individuen, zugehörig zu den sechs Großgruppen Ciliophora (2), Digenea (4), Monogenea (1), Cestoda (1), Nematoda (1) und Bivalvia (1), identifiziert werden. Die Kiemen waren am meisten befallen, und es konnte ein E/E-Wert von $R=0,66$ ermittelt werden.

Zu den Kernarten des Rotauges in diesem Untersuchungsgebiet zählte der Augenwurm *T. clavata* mit der höchsten Prävalenz von $P [\%]=97,1$ bei der höchsten mittleren Intensität von $mI=13,2$, mittleren Abundanz $mA=12,8$ und relativen Häufigkeit von $p_i [\%]=51,37$. Die zweite Kernart bildete der Cestoda *P. scolecina*, welcher ebenfalls eine hohe Prävalenzen von $P [\%]=91,4$ ($mI=11,2$, $mA=10,31$, $p_i [\%]=41,30$) erreichte. Als eine Sekundärart konnte der Monogenea *P. homoion* bestimmt werden. Dieses Doppeltierchen konnte mit einer Prävalenz von $P [\%]=45,7$ und einer mittleren Intensität von $mI=2,1$ nachgewiesen werden. Trotz hoher Prävalenz konnte für diesen Parasiten eine eher geringe relative Häufigkeit von $p_i [\%]=3,89$ errechnet werden.

Sämtliche anderen Parasitenarten wurden mit niedrigeren Prävalenzen nachgewiesen und werden demnach als Satellitenarten bezeichnet. In der gesamten Probennahme konnten die Endoparasiten *P. cuticola* (P [%]=5,7) und *C. micropapillatum* (P [%]=8,5) mit geringen Prävalenzen aus den Fischen isoliert werden. Die Ektoparasiten wie die Ciliaten *Trichodina* spp. und die in den Kiemen parasitierenden Muscheln Unionoidea indet. wurden ebenfalls nur vereinzelt mit geringen Prävalenzen von jeweils P [%]=5,7 nachgewiesen. Es konnten überwiegend Generalisten und ein Spezialist (*P. homoion*) vorgefunden werden (Tab. 6).

4.3.3.2 Baltezers See (Lettland)

Aus den 34 Rotaugen, welche im Baltezers See (BS, Lettland) geangelt wurden, konnten insgesamt 1 809 Parasitenindividuen isoliert werden. Ohne die protozoische Untersuchung konnte für das Rotaugen in diesem Gewässer eine Parasitengemeinschaft aus 18 Arten nachgewiesen werden (Digenea (5), Monogenea (7), Cestoda (1), Nematoda (3), Crustacea (1) und Bivalvia (1)). Die Kiemen wurden am häufigsten befallen, und es konnte ein E/E-Wert von R=1,00 ermittelt werden.

Vier der hier detektierten Digenea gehören zu den Kernarten des Rotauges in diesem Untersuchungsgewässer. *Tylodelphys clavata* und *Diplostomum* spp. erreichten höchste Prävalenzen von P [%]=97,0 und P [%]=88,2 bei hohen Intensitäten (I=1-251 und I=1-34, mI=35,0 und mI=7,7) und relativen Häufigkeiten (p_i [%]=65,78 und p_i [%]=12,70). *Posthodiplostomum cuticola* konnte mit einer niedrigeren Prävalenz von P [%]=67,6 als *Diplostomum* spp., dafür aber mit einer höheren mittleren Intensität von mI=11,3, bedingt durch einen intensiveren Befall (I=1-60), ermittelt werden.

Die jeweils niedrigste Prävalenz (P [%]=2,9) erreichten Monogenea der Gattung *Dactylogyrus* (*D. fallax* und *D. similis*), wodurch sie zu den „seltenen Arten“ gehören. Als Satellitenarten können sämtliche andere hier nachgewiesene Parasitenarten bezeichnet werden. Mit ebenfalls niedrigen Befallshäufigkeiten konnten Arten wie der Digenea *Bucephalus polymorphus*, die Monogenea *Dactylogyrus micracanthus* und *P. homoion* nachgewiesen werden (P [%]=5,8). Die höchste mittlere Intensität unter den Monogenea erreichte *D. crucifer* (mI=6,0, I=1-23) bei einer Prävalenz von P [%]=14,7. Mit einer höheren Prävalenz von P [%]=23,5, jedoch mit einer geringeren mittleren Intensität (mI=3,6), wurde *D. sphyryna* nachgewiesen. *Dactylogyrus nanus* sowie die anderen Ektoparasiten der Art *E. sieboldi* und Unionoidea indet. konnten mit einer geringen Prävalenz von P [%]=8,8 ermittelt werden. Die übrigen hier errechneten parasitologischen Parameter dieser drei Arten waren ebenfalls gering (*D. nanus* mI=2,0, p_i [%]=0,33; *E. sieboldi* mI=1,3, p_i [%]=0,22; Unionoidea indet. mI=3,0, p_i [%]=0,49). Alle drei Nematodenarten wurden mit geringen Prävalenzen aus den Rotaugen isoliert. Die Fadenwürmer *C. microcephalum* und *P. ovata* wurden bei einer Prävalenz von jeweils P [%]=8,8 mit Intensitäten von I=1-12 und I=1 nachgewiesen. *Contracaecum micropapillatum* hingegen erreichte eine höhere Prävalenz von P [%]=11,7 bei einer Intensität von I=1. Es konnten überwiegend Generalisten sowie fünf Spezialisten (*D. micracanthus*, *D. nanus*, *D. similis*, *P. homoion* und *P. ovata*) nachgewiesen werden, wobei lediglich *P. ovata* überwiegend beim Rotaugen parasitiert (Tab. 6).

4.3.3.3 Vergleich mit dem Malchiner See

Insgesamt wurden 104 Fische der Art *R. rutilus* aus dem Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See (MS in MV) und den Vergleichsgewässern Hohen Sprenger See (HSS in MV) sowie Baltezers See (BS in Lettland) auf ihre metazoische und zum Teil auf ihre protozoische Parasitenfauna (MS und HSS) untersucht. Die gesamte

Parasitenfauna setzte sich aus 27 Arten zugehörig zu acht Großgruppen Ciliophora (5), Myxozoa (2), Digenea (5), Monogenea (8), Cestoda (1), Nematoda (3), Crustacea (2) und Bivalvia (1) zusammen. Eine Gesamtzahl von 7 024 Parasitenindividuen konnte identifiziert werden, wobei das am meisten befallene Organ die Kiemen waren. Der Tabelle 10 sind neben sämtlichen Parasitenarten auch Prävalenzen (P [%]), Intensitäten (I), mittlere Intensitäten (mI), mittlere Abundanz (mA) und die relativen Häufigkeiten (p_i [%]) zu entnehmen. Im Folgenden werden die ermittelten Parameter zwischen den drei Standorten verglichen.

Tab. 10: Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* aus drei Untersuchungsgewässern. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, p_i [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl, k.U.: keine Untersuchung

	Malchiner See (n=35)			Hohen Sprenger See (n=35)			Baltezers See (n=34)		
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	p_i [%]	P [%]	mI (I) mA	p_i [%]	P [%]	mI (I) mA	p_i [%]
CILIOPHORA									
<i>Epistylis lwoffii</i>	22,8						k.U.		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	62,8						k.U.		
<i>Trichodina acuta</i>	5,7						k.U.		
<i>Trichodina nigra</i>	2,8						k.U.		
<i>Trichodina rostrata</i>	2,8						k.U.		
<i>Trichodina</i> spp.	2,8			5,7			k.U.		
MYXOZOA									
<i>Myxobolus muelleri</i>	5,7						k.U.		
<i>Myxobolus oviformis</i>	2,8						k.U.		
DIGENEA									
<i>Bucephalus polymorphus</i>							5,8	1,0 (1) 0,05	0,11
<i>Diplostomum</i> spp.	48,5	5,5 (1-18) 2,71	2,18	37,1	1,7 (1-6) 0,65	2,63	88,2	7,6 (1-34) 6,76	12,70
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	57,1	7,0 (1-62) 4,00	3,22	5,7	1,0 (1) 0,05	0,22	67,6	11,3 (1-60) 7,70	14,48
<i>Tylodelphys clavata</i>	97,1	117,6 (1-611) 114,28	92,14	97,1	13,2 (2-67) 12,8	51,37	97,0	36,0 (1-251) 35,0	65,78
MONOGENEA									
<i>Dactylogyrus crucifer</i>							14,7	6,0 (1-23) 0,88	1,65
<i>Dactylogyrus fallax</i>							2,9	3,0 (3) 0,08	0,16
<i>Dactylogyrus micracanthus</i>							5,8	2,0 (1-3) 0,11	0,22
<i>Dactylogyrus nanus</i>							8,8	2,0 (1-4) 0,17	0,33
<i>Dactylogyrus similis</i>							2,9	3,0 (3) 0,08	0,16
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>	8,5	3,6 (1-5) 0,31	0,25				23,5	3,6 (1-9) 0,85	1,60
<i>Diplozoon paradoxum</i>	2,8	2,0 (2) 0,05	0,04						
<i>Paradiplozoon homoion</i>	28,5	1,9 (1-7) 0,54	0,43	45,7	2,1 (1-5) 0,97	3,89	5,8	1,0 (1) 0,05	0,11
CESTODA									
<i>Paradilepis scolecina</i>	45,7	3,8 (1-14) 1,77	1,42	91,4	11,2 (1-30) 10,31	41,30	20,5	3,5 (1-9) 0,73	1,38
NEMATODA									
<i>Contracaecum microcephalum</i>							8,8	1,0 (1-12) 0,08	0,16
<i>Contracaecum micropapillatum</i>				8,5	1,0 (1) 0,08	0,34	11,7	1,0 (1) 0,11	0,22
<i>Philometra ovata</i>	11,4	1,2 (1-2) 0,14	0,11				8,8	1,0 (1) 0,08	0,16
CRUSTACEA									
<i>Argulus foliaceus</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,04						
<i>Ergasilus sieboldi</i>	8,5	1,6 (1-3) 0,14	0,11				8,8	1,3 (1-2) 0,11	0,22
BIVALVIA									
Unionoidea indet.				5,7	1,0 (1) 0,05	0,22	8,8	3,0 (1-7) 0,26	0,49
Total	18			10			18		
Ektoparasiten	10			4			9		
Endoparasiten	8			6			9		
Verhältnis	1,25			0,66			1,00		

Sowohl die Digeneen- als auch die Cestodenfauna der drei Standorte waren beinahe deckungsgleich. Lediglich die Befallshäufigkeit sowie die Befallsintensität unterschieden sich, wie am Beispiel von *T. clavata* deutlich zu erkennen ist. Der Augenzwurm kam an allen Standorten mit fast identischen Prävalenzen von P [%]=97,1 (MS, HSS) bzw. P [%]=97,0 (BS) vor, durch die unterschiedlichen Befallsintensitäten jedoch wichen die Werte für die mittlere Intensität stark voneinander ab (mI=117,6 (MS), mI=13,2 (HSS), mI=36,0 (BS)). Die Digeneenfauna des Rotauges aus dem BS enthielt neben den vier Arten *T. clavata*, *Diplostomum* spp.

und *P. cuticola*, welche an allen drei Standorten vorkamen, zusätzlich die Art *B. polymorphus*. Der Cestoda *P. scolecina* konnte in allen drei Gewässern mit zueinander abweichenden parasitologischen Parametern nachgewiesen werden. Die höchsten Werte konnten für die Rotaugen des HSS dokumentiert werden ($P [\%]=91,4$, $p_i [\%]=41,30$). Diese Übereinstimmungen in der Digineen- bzw. Cestodengemeinschaft zwischen den drei Untersuchungsgewässern konnte in der restlichen Fauna nicht bestätigt werden.

Die größten Unterschiede zwischen den drei Untersuchungsgewässern konnten in der Monogeneengemeinschaft ermittelt werden. Die hohe Diversität der im BS nachgewiesenen sieben Monogenea hob sich deutlich von der Fauna im HSS mit nur einer Monogeneenart ab. Die Artenanzahl der Monogenea im MS lag hier mit drei Parasitenarten im Mittelfeld. Allen drei Gewässern ist der Hakensaugwurm *P. homoion* gemein, welcher mit unterschiedlichen Prävalenzen ($P [\%]=28,5$ (MS), $P [\%]=45,7$ (HSS), $P [\%]=5,8$ (BS)), jedoch ähnlichen mittleren Intensitäten ($mI=1,9$ (MS), $mI=2,1$ (HSS), $mI=1,0$ (BS)) auf den Fischkiemen detektiert werden konnte.

Die durchgeführte Abstrichnahme bei den Rotaugen aus den beiden Seen in MV (MS, HSS) zeigte einen deutlichen Unterschied im Befall mit Parasiten der Großgruppe Ciliophora und Myxozoa zwischen den beiden Gewässern. In den Rotaugen des MS konnten fünf Ciliophora und zwei Myxozoa auf den Abstrichen nachgewiesen werden, während auf den Fischen des HSS lediglich zwei *Trichodina*-Arten vorgefunden werden konnten. Bei den Fischen des BS wurde keine Abstrichnahme durchgeführt, wodurch die - bzw. Myxozoenfauna nicht verglichen werden konnte.

Die Nematoden- sowie die Crustaceengemeinschaft der Rotaugen überschneit sich nur teilweise. Sämtliche für die Nematodenarten errechneten parasitologischen Parameter waren an jedem Standort niedrig. Die Verteilung der parasitischen Crustacea war ebenfalls unterschiedlich. Während im MS die beiden Crustaceenarten *A. foliaceus* und *E. sieboldi* vorkamen, konnten sie im HSS nicht nachgewiesen werden. Die Rotaugen des BS waren mit *E. sieboldi* mit ähnlich geringen Prävalenzen wie die Rotaugen im MS befallen ($P [\%]=8,5$ (MS), $P [\%]=8,8$ (BS)). Die parasitären Muscheln Unionoidea indet. kamen vereinzelt im HSS sowie im BS vor ($P [\%]=5,7$ (HSS), $P [\%]=8,8$ (BS)).

Zusammenfassend betrachtet, wurde die Parasitenfauna der Rotaugen in allen drei Gewässern von Generalisten dominiert (z. B. *T. clavata*, *P. scolecina*, *E. sieboldi*). Die meisten Spezialisten wie *D. nanus* und *D. similis* sowie *P. homoion* konnten im BS nachgewiesen werden (Tab. 6).

4.3.4 Charakterisierung der Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* L.

Anhand von ökologischen Parametern sowie der Verteilung der Parasitengroßgruppen können die Parasitengemeinschaften sämtlicher Rotaugen aus den drei Untersuchungsgewässern charakterisiert werden. In Tabelle 11 sind die errechneten Parameter vergleichend aufgelistet.

Tab. 11: Ökologische Parameter von *Rutilus rutilus* aus dem Malchiner See (MS), Hohen Sprenger See (HSS) und dem Baltezers See (BS) (ohne Ciliaten und Myxozoa). BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor

Fischart/Gewässer	K	HSI	H'		E		D		BP (%)	E/E (R)	Dominante Art
			H' Total	H' Endo	E Total	E Endo	D Total	D Endo			
<i>R. rutilus</i> (MS)	1,0	1,2	0,392	0,338	0,163	0,141	1,175	1,175	92,144	0,83	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (HSS)	0,9	0,8	0,977	0,837	0,470	0,402	2,290	2,298	51,372	0,33	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (BS)	0,8	1,2	1,154	0,919	0,399	0,318	2,125	2,127	65,782	1,00	<i>T. clavata</i>

Die höchste Parasitendiversität erreichten die Rotaugen des Vergleichsgewässers BS, hier konnte ein Shannon-Wiener Index von $H'(\text{Total})=1,154$ und $H'(\text{Endo})=0,919$ bei einem Evenness-Wert von $E(\text{Total})=0,399$ und $E(\text{Endo})=0,318$ nachgewiesen werden. Der zweithöchste Berger-Parker Index von $BP=65,782$ deutete auf eine Dominanz durch die Parasitenart *T. clavata*. Der Konditionsfaktor der Fische war vergleichsweise niedrig ($K=0,8$).

Die Parasitenfauna der Rotaugen aus dem Hauptuntersuchungsgewässer MS wies die geringste Artenvielfalt sowie eine starke Dominanz von wenigen Parasitenarten auf. Dabei lagen die beiden Shannon-Wiener-Indices bei $H'(\text{Total})=0,392$ und $H'(\text{Endo})=0,338$. Der Evenness-Wert war ebenfalls gering und lag bei $E(\text{Total})=0,163$ und $E(\text{Endo})=0,141$. Auch die beiden Indices wie der Simpson Index ($D(\text{Total})$ und $D(\text{Endo})=1,175$) und der Berger-Parker Index ($BP=92,144$) wiesen auf die geringste Artenvielfalt und die Dominanz des Digenea *T. clavata* in der gesamten Parasitenfauna hin. Gleichzeitig konnte für die Rotaugen des MS der höchste Konditionsfaktor ($K=1,0$) ermittelt werden. Für die Rotaugen des MS und des BS konnte der gleiche Hepatosomatischer Index von $HSI=1,2$ nachgewiesen werden.

In den Rotaugen des HSS konnte die gleichmäßigste Verteilung der Parasitenindividuen zwischen den Arten festgestellt werden. Sowohl der Evenness-Wert sämtlicher Parasitenarten ($E(\text{Total})=0,470$) als auch der ausschließlich für Endoparasiten errechnete Wert ($E(\text{Endo})=0,402$) lagen deutlich über dem Evenness-Wert der Rotaugen aus dem MS und nur etwas höher als der Wert der Rotaugen aus BS. Der Berger-Parker Index mit dem niedrigsten Wert von $BP=51,372$ bestätigte diesen Trend. Die Artenvielfalt der Fische im HSS lag anhand der Shannon-Wiener Indices von $H'(\text{Total})=0,977$ und $H'(\text{Endo})=0,837$ im Mittelfeld sämtlicher Werte. Betrachtet man den Simpson Index von $D(\text{Total})=2,290$ und $D(\text{Endo})=2,298$, überstieg dieser leicht den Wert der Rotaugen aus dem BS, für welche zuvor der höchste Diversitätsindex errechnet wurde. Der niedrigste Hepatosomatische Index von $HSI=0,8$ konnte für die Rotaugen aus dem HSS dokumentiert werden.

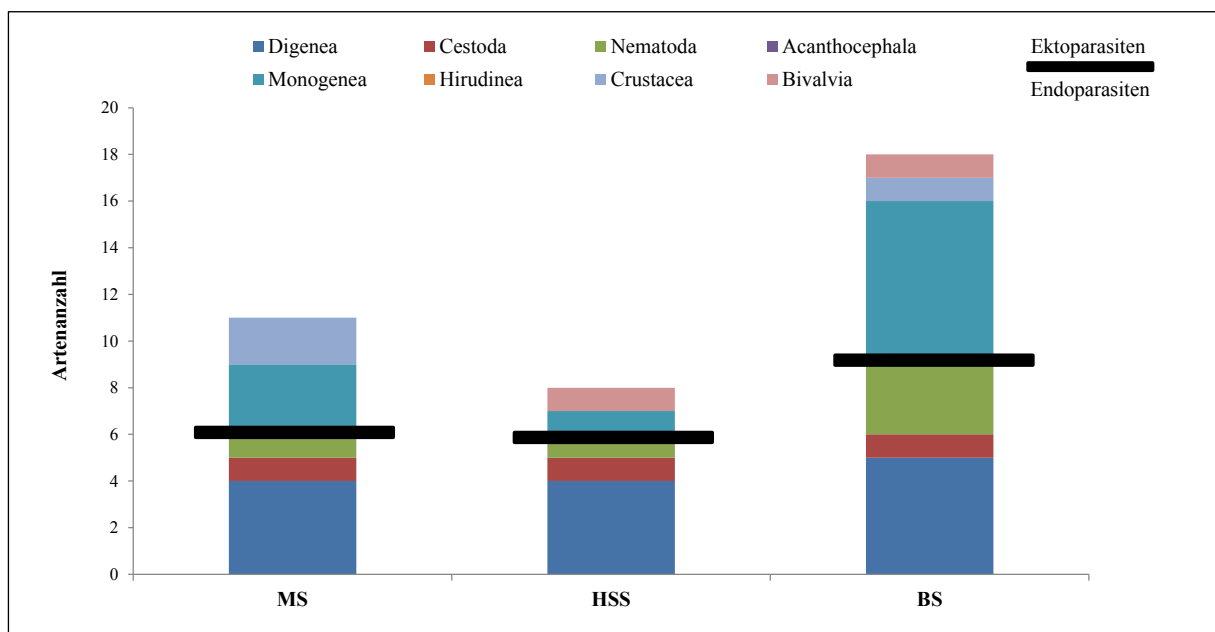


Abb. 16: Verteilung der Großgruppen in den Parasitenfaunen von *Rutilus rutilus* aus den drei Untersuchungsgewässern. BS: Baltezers See, HSS: Hohen Sprenger See, MS: Malchiner See

Das Verhältnis von Ekto-/Endoparasiten war in allen drei Gewässern unterschiedlich gewichtet. Im BS war die Monogeneenfauna stark vertreten und trug zu einem gleichen Verhältnis zwischen den Ekto- und Endoparasiten bei, was im höchsten Verhältnis von $R=1,0$ resultierte. Im HSS konnten die wenigsten Ektoparasiten nachgewiesen werden, wodurch hier das niedrigste Verhältnis von $R=0,33$ ermittelt wurde. Die Rotaugen des MS wiesen einen E/E-Wert von $R=0,83$ auf (Tab. 11).

Anhand der vertretenen Parasitengroßgruppen und deren Anteilen an den Parasitenfaunen können Ähnlichkeiten zwischen den Rotaugen aus den drei Untersuchungsgewässern (MS, HSS, BS) aufgezeigt werden. In Abbildung 16 ist der Anteil jeder Großgruppe an der jeweiligen Parasitenfauna der Rotaugen dargestellt. Neben der Artenanzahl kann der Darstellung die Unterteilung in Ekto- bzw. Endoparasiten entnommen werden. Für eine Vergleichsbasis werden die Parasiten der Großgruppen Ciliaten und Myxozoa bei den Berechnungen sowie dem Balkendiagramm nicht berücksichtigt.

Die höchste Parasitenartenanzahl von 18 Arten konnte in den Rotaugen des BS ermittelt werden. Die wenigsten Parasitenarten wurden in den Rotaugen des HSS nachgewiesen (acht Arten), während die Rotaugen im MS mit elf Parasitenarten befallen waren. Abweichend zu den Untersuchungsgebieten MS und HSS (jeweils fünf Großgruppen), konnten im BS sechs Großgruppen nachgewiesen werden.

Generell konnten in der metazoischen Parasitenfauna viele Übereinstimmungen zwischen den Untersuchungsgewässern nachgewiesen werden. Die Basis der drei Parasitenfaunen bildet die Digeneengemeinschaft, wobei die meisten Arten im BS ermittelt werden konnten. Die Großgruppe der Monogenea, Nematoden und Crustacea kamen mit unterschiedlich ausgeprägter Artenanzahl in Rotaugen der drei Untersuchungsgewässer vor. Die Großgruppe der Cestoda wurde in jedem Gewässer durch eine Art vertreten. Zwischen dem MS und dem HSS konnten die meisten Übereinstimmungen in der Endoparasitenfauna festgestellt werden. Neben der gleichen Artenanzahl an Digenea (jeweils drei Arten), konnte die gleiche Anzahl an Nematoden- und Cestodenarten (jeweils eine Art) ermittelt werden.

4.3.4.1 Multivariate Analyse der drei Untersuchungsgewässer

Anhand der multivariaten Analyse lassen sich Ähnlichkeiten und Unterschiede zwischen den Parasitengemeinschaften der Rotaugen aus den drei Untersuchungsgewässern visualisieren. In Abbildung 17 sowie im Anhang V-4.3 wurden die Abundanzdaten sämtlicher Parasitenindividuen verglichen und in Form einer Cluster-Analyse sowie eines MDS Plots für die Rotaugen aus den drei Gewässern dargestellt. Die Abundanzdaten wurden mit der Quadratwurzel transformiert. Die Ähnlichkeitsanalysen ANOSIM und SIMPER stellen die Gewichtung der einzelnen Parasitenarten dar (Anhang V-4.3).

Der MDS Plot (Abb. 17) der untersuchten Rotaugen aus den drei Gewässern zeigt eine Durchmischung ihrer Parasitenfaunen. Die Ähnlichkeitsanalyse durch ANOSIM ergab einen niedrigen Wert von $R=0,378$ bei einer vertrauenswürdigen Darstellung der Daten mit dem Stressfaktor von 0,1%. Die SIMPER-Analyse der Rotaugen untereinander aus einem Gewässer ergab für den HSS die höchste Übereinstimmung der einzelnen Fische in ihrer Parasitenfauna (similarity 64,86%).

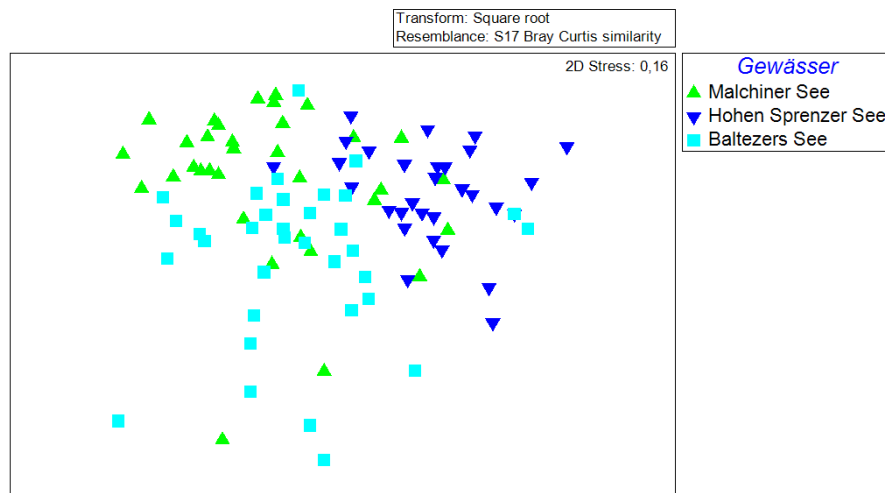


Abb. 17: MDS Plot der Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* aus drei Untersuchungsgewässern

Die Ähnlichkeit der Parasitenfauna des MS und des BS erreichte niedrigere Werte von 54,05% und 51,08%. In den drei Gewässern trug der Augenzwurm *T. clavata* hauptsächlich zur Ähnlichkeit bei (HSS: contribution 89,12%, MS: contribution 83,75% und BS: contribution 60,77%). Im Vergleich der Parasitierung der Rotaugen wurden laut der SIMPER-Analyse insgesamt ähnliche Werte erreicht, wobei die Parasitenfaunen der Rotaugen aus MS und BS (dissimilarity: 52,92) besonders ähnlich zusammengesetzt waren (MS/HSS: dissimilarity 57,39 und HSS/BS: dissimilarity 56,83). Auch hier trug der Digenea *T. clavata* in den drei Vergleichen vorrangig zu Unterschieden zwischen den Parasitengemeinschaften bei. Dabei ergab sich für die Vergleichsgruppe MS/HSS ein Beitragswert des Digenea von 55,16%, bei MS/BS von 44,06% und bei HSS/BS von 31,1%.

4.3.5 Datenanalyse ausgewählter Vergleichsarbeiten

Zur Feststellung der Unterschiede in der Parasitierung der untersuchten Fischarten werden die Daten der hier vorgelegten Arbeit mit vorangegangenen Untersuchungen aus Mecklenburg-Vorpommern (MV) und Nordrhein-Westfalen (NRW) verglichen. Dazu werden sämtliche hier genutzten ökologischen Parameter anhand der Rohdaten anderer Arbeiten neu berechnet bzw. den Originalarbeiten entnommen. Relevante Vergleichsstudien konnten für die Fischarten Rotaugen, Flussbarsch und Europäischer Aal herangezogen werden.

In MV dienen Untersuchungen von *Perca fluviatilis* aus dem Drewitzer See und dem Krakower See (Blank 2015), wie auch die parasitologischen Daten des Europäischen Aals aus dem Kölpinsee (Brand 2016) zum Vergleich (Tab. 12).

Tab. 12: Ökologische Parameter der Vergleichsarbeiten aus MV von Blank (2015) berechnet für *Perca fluviatilis* aus dem Drewitzer See (DS) und Krakower See (KS) und von Brand (2016) berechnet für *Anguilla anguilla* und dem Kölpinsee (KöS). BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor

Fischart/Gewässer	K	HSI	H'		E		D		BP (%)	E/E (R)	Dominante Art
			H' Total	H' Endo	E Total	E Endo	D Total	D Endo			
<i>P. fluviatilis</i> (DS)	1,2	1,2	1,473	1,329	0,531	0,479	2,859	2,866	54,016	0,455	<i>T. clavata</i>
<i>P. fluviatilis</i> (KS)	1,1	1,0	1,161	1,095	0,410	0,386	2,290	2,291	61,986	0,417	<i>T. clavata</i>
<i>A. anguilla</i> (KöS)	0,2	1,2	1,711	1,029	0,688	0,414	4,088	9,144	35,704	0,333	<i>Pseudodactylogyrus</i> sp.

Aus NRW ist die Dissertation von Rohde (2012) über die Parasitierung von *P. fluviatilis* und *R. rutilus* im Fluss Lippe als eine Vergleichsarbeit relevant. Zudem werden Daten aus diversen Diplomarbeiten (u. a. Pikalov (2010)) über die Parasitierung des Rotauges in verschiedenen Gewässertypen wie Seen, Talsperren und weitere Fließgewässer in NRW berücksichtigt (Tab. 13).

Tab. 13: Ökologische Parameter der Vergleichsarbeiten aus NRW von Grabowski (2007) in Seen, Fluss und Kanal (DöS, MSS, RH, DSK), Pothmann (2009) in Talsperren (MTP, ST), Bley (2010) in Talsperren (HT, MTB, VT), Emde (2010) im Fluss (R), Pikalov (2010) in Seen (HS, ÖT, TG) und Rohde (2012) im Fluss (L). **Gewässerabkürzungen** See; DöS: Dörpfeldsee, HS: Heidhornsee, MSS: Masureensee, ÖT: Ödingteich, TG: Tongrube. **Fluss**; L: Lippe, RH: Ruhr, R: Rhein. **Talsperre**; HT: Hennetalsperre, MTB und MTP: Möhnetalsperre, ST: Sorpetalsperre, VT: Versetalsperre. **Kanal**; DSK: Diergardt'scher Seitenkanal. **Indices**; BP: Berger-Parker Index, D: Simpson Index, E: Evenness, E/E (R): Ekto-/Endoparasiten-Verhältnis, H': Shannon-Wiener Index, HSI: Hepatosomatischer Index, K: Konditionsfaktor. k.A.: keine Angabe

Fischart	K	HSI	H'		E		D		BP (%)	E/E (R)	Dominante Art
			H' Total	H' Endo	E Total	E Endo	D Total	D Endo			
Gewässertyp See											
<i>R. rutilus</i> (HS, 1 ha)	0,8	1,0	0,167	0,160	0,069	0,080	k.A.	0,950	97,4	0,100	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (ÖT, 2 ha)	0,9	0,8	0,174	0,130	0,126	0,100	k.A.	1,080	96,3	0,250	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (TG, 0,5 ha)	0,8	0,6	0,693	0,000	1,000	0,000	k.A.	1,000	100,0	1,00	<i>C. fennica</i>
<i>R. rutilus</i> (DöS, 7 ha)	1,1	k. A.	0,500	0,330	0,760	0,200	k.A.	1,200	90,8	0,660	<i>P. scolecina</i>
<i>R. rutilus</i> (MSS, 30 ha)	1,0	k. A.	0,720	0,100	0,850	0,090	k.A.	1,040	98,1	0,750	<i>P. scolecina</i>
Gewässertyp Fluss											
<i>R. rutilus</i> (R, km 1360)	1,6	1,0	1,180	0,610	0,540	0,340	k.A.	2,340	48,700	0,333	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (RH, 217 km)	1,4	k. A.	1,020	0,270	0,840	0,150	k.A.	1,110	94,800	0,710	<i>D. spathaceum</i>
<i>R. rutilus</i> (L, 220 km)	1,1	1,1	k. A.	0,986	k. A.	0,532	k.A.	2,362	62,766	0,450	<i>T. clavata</i>
<i>P. fluviatilis</i> (L, 220 km)	1,2	0,9	k. A.	0,961	k.A.	0,500	k.A.	2,797	63,120	0,00	<i>T. clavata</i>
Gewässertyp Talsperre											
<i>R. rutilus</i> (VT, 180 ha)	1,5	0,8	0,998	0,600	0,720	0,540	k.A.	1,620	74,500	0,333	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (HT, 210 ha)	1,1	1,3	0,076	0,070	0,055	0,060	k.A.	1,030	98,800	0,333	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (ST, 330 ha)	1,4	k. A.	0,180	0,140	0,090	0,090	k.A.	1,060	97,300	0,400	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (MTB, 1030 ha)	1,0	1,8	0,300	0,300	0,187	0,270	k.A.	1,180	91,800	0,333	<i>T. clavata</i>
<i>R. rutilus</i> (MTP, 1030 ha)	1,4	k. A.	1,180	1,020	0,160	0,520	k.A.	2,500	46,200	0,290	<i>T. clavata</i>
Gewässertyp Kanal											
<i>R. rutilus</i> (DSK, 5 km)	k. A.	k. A.	k. A.	1,040	k.A.	k. A.	k.A.	2,570	45,200	0,600	<i>D. spathaceum</i>

Aufgrund von fehlenden Daten, wie z. B. in den Originalarbeiten nicht aufgenommenen Werten, konnten bestimmte Parameter nicht berechnet werden (k.A.). Laut Rohde (2012) waren die Diversitätsindices wie der Shannon-Wiener Index (H' (Endo)) und der Simpson Index (D (Endo)) ausschließlich für Endoparasiten besonders aussagekräftig. Fehlten die Gesamt-Indices (H' (Total) und D (Total) in den Originalarbeiten, wurden diese z. T. nicht berechnet.

5. Diskussion

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurden die häufigsten Süßwasserfischarten Mecklenburg-Vorpommerns (MV) im Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See (MS) parasitologisch und nahrungsökologisch untersucht. Dabei handelt es sich um eine erstmalige parasitologische Arbeit dieses Umfangs in MV. Des Weiteren wurden erstmalig Informationen über die Parasitenfauna des Rotauges aus den Vergleichsgewässern Hohen Sprenger See (HSS) in MV sowie Baltzers See (BS) in Lettland hinzugefügt. Im Folgenden werden die Parasitenarten mit Bezug auf ihre Lebenszyklen (LZ) und die möglichen Transferwege diskutiert. Dabei wird auf die Parasitenzusammensetzung in den Fischarten, deren Wirtsspezifität und Verbreitung eingegangen. Die in dieser Arbeit erhobenen Daten werden in Bezug zu vorangegangenen Untersuchungen gesetzt, um die Parasitenfauna in MV und in den nordeuropäischen Süßgewässern in ihrer Gesamtheit zu erfassen. Darüber hinaus wird das Gefahrenpotenzial der nachgewiesenen Parasitenarten für die regionale Fischereiwirtschaft abgeschätzt.

5.1 Neue Wirts- und Gebietsnachweise

Bei den zehn Zielfischarten handelt es sich zum einen um deutschlandweit bereits mehrfach parasitologisch untersuchte Fischarten wie das Rotauge, den Flussbarsch und den Europäischen Aal. Zum anderen wurden Zielfischarten wie Giebel und Schleie untersucht, welche bisher nur selten im Fokus parasitologischer Studien standen. Insgesamt konnten 74 Parasitenarten nachgewiesen werden, wovon 11 protozoische und 63 metazoische Parasitenarten waren. Eine ektoparasitische Lebensweise wiesen 31 dieser Arten auf, während 43 Arten zu den Endoparasiten gehörten. Die isolierten Parasitenarten konnten den Taxa Ciliophora (11), Myxozoa (6), Digenea (14), Monogenea (14), Cestoda (11), Nematoda (11), Acanthocephala (1), Hirudinea (2), Crustacea (3) und Bivalvia (1) zugeordnet werden. Sämtliche hier nachgewiesene Parasitenarten, inklusive der erbrachten neuen Wirts- und Gebietsnachweise sind Tabelle 6 zu entnehmen (Kapitel 4.3). Bei den hier isolierten Parasitenarten handelt es sich um bereits bekannte Arten, wobei **zwei neue Wirtsnachweise** (*Proteocephalus sagittus* bei *Anguilla anguilla* und *Helobdella stagnalis* bei *Gymnocephalus cernua*) sowie eine seltene **Parasit-Wirt-Kombination** (*Trichodina puytoraci* bei *Alburnus alburnus*) nachgewiesen werden konnten (für die Definition der Gebietsnachweise D, DF, MV siehe Kapitel 3.5).

In den Binnengewässern MVs wurden bislang lediglich 37 Fischparasitenarten erfasst (Anhang V-3). Die hier vorgelegte Untersuchung steigert die bekannte Parasitenfauna des Bundeslandes um **53 neue Gebietsnachweise (MV)**, also um 143% (Tab. 6). Die vielen neuen Nachweise konnten erbracht werden, da die Fische in den beiden Gewässern (MS, HSS) in MV zum ersten Mal parasitologisch untersucht wurden. Darüber hinaus belegt ein Vergleich der in dieser Arbeit nachgewiesenen Parasitenarten mit denjenigen vorangegangener Untersuchungen in den Binnengewässern MVs, dass 48% der Parasitenarten wiedergefunden werden konnten (Anhang V-3, Tab. V-3.1).

Bisher wurden 94,5% (35 von 37 Arten) der gesamten in Binnengewässern MVs nachgewiesenen Parasitenarten auch in anderen deutschen Binnengewässern detektiert. Bei den ausschließlich in MV nachgewiesenen Parasitenarten handelt es sich um eingeschleppte Arten wie den Monogenea *Diplozoon nipponicum* (Zeidan 2006) und den Crustacea *Caligus rapax* (Blank 2015) (Anhang V-3). Der Neozoa *D. nipponicum* hat sein natürliches Verbreitungsgebiet im asiatischen Raum und wurde mit Fischtransporten in Karpfenzuchtanlagen MVs eingeschleppt (Zeidan 2006). Der Crustacea *C. rapax* wurde erstmals auf

Wildfischen der Art *Perca fluviatilis* nachgewiesen, wobei dieser Parasit marinen Ursprungs ist und vermutlich mit katadromen Fischen über das Flusssysteme ins Inland eingebracht wurde (Schäperclaus 1979, Blank 2015). Durch die hier vorgelegte Untersuchung stieg die Anzahl der bisher bekannten Parasitenarten in den Binnengewässern MVs auf insgesamt 90 Arten. Der prozentuale Anteil an Parasitenarten, welche ausschließlich in Binnengewässern MVs detektiert wurden, nahm zu und lag bei 8,8% (8 von 90). Dabei handelt es sich um sechs Gebietsnachweise (**D**) für die Parasitenarten *Trichodina mutabilis*, *T. puytoraci*, *Myxobolus scardinii*, *Khawia baltica*, *P. sagittus* und *Contracaecum microcephalum*, welche erstmalig in den deutschen Binnengewässern nachgewiesen werden konnten (Tab. 6).

Für sämtliche hier untersuchten Fischarten konnten deutschlandweit **67 neue Gebietsnachweise (DF)** erbracht werden. Dabei handelt es sich um Parasitenarten, welche in Deutschland zwar bereits nachgewiesen wurden, allerdings noch nicht auf dieser Fischart. Die in Tabelle 6 angegebenen Gebietsnachweise (DF) wurden zwecks Übersichtlichkeit hier nach Fischarten sortiert und in Tabelle 14 zusammengefasst. Die vollständigen Tabellen inklusive der Autoren sämtlicher Parasitennachweise der zehn Fischarten in deutschen Binnengewässern sind dem Anhang V-2 (Tab. V-2.1-V-2.10) zu entnehmen.

Tab. 14: Neue Gebietsnachweise (DF) innerhalb Deutschlands für die untersuchte Fischart

Fischart	Parasitenarten	Σ
<i>Abramis brama</i>	<i>Epistylis lwoffii</i> , <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> , <i>Myxobolus braeli</i> , <i>Paradilepis scolecina</i> , <i>Contracaecum micropapillatum</i>	5
<i>Alburnus alburnus</i>	<i>Epistylis lwoffii</i> , <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> , <i>Trichodina acuta</i> , <i>Trichodina</i> spp., <i>Trichodinella epizootica</i> , <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> , <i>I. variegatus</i> , <i>Paradiplozoon alburni</i> , <i>Paradilepis scolecina</i> , <i>Proteocephalus torulosus</i> , <i>Contracaecum micropapillatum</i> , <i>Ergasilus sieboldi</i>	13
<i>Blicca bjoerkna</i>	<i>Apiosoma piscicolum</i> , <i>Epistylis lwoffii</i> , <i>Trichodina acuta</i> , <i>Trichodina</i> sp., <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> , <i>Paradiplozoon homoion</i>	6
<i>Carassius gibelio</i>	<i>Contracaecum micropapillatum</i> , <i>Ergasilus sieboldi</i>	2
<i>Rutilus rutilus</i>	<i>Trichodina acuta</i> , <i>T. nigra</i> , <i>T. rostrata</i> , <i>Myxobolus oviformis</i>	4
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	<i>Epistylis lwoffii</i> , <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> , <i>Myxobolus macrocapsularis</i> , <i>Asymphyllodora tincae</i> , <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> , <i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> , <i>Sanguinicola armata</i> , <i>Diplozoon paradoxum</i> , <i>Paradiplozoon homoion</i> , <i>Contracaecum micropapillatum</i> , <i>Philometra rishta</i> , <i>Pseudocapillaria tomentosa</i> , <i>Piscicola geometra</i> , <i>Ergasilus sieboldi</i>	14
<i>Tinca tinca</i>	<i>Thelohanellus pyriformis</i> , <i>Dactylogyrus tincae</i> , <i>Contracaecum</i> sp., <i>Skrjabianus tincae</i> , <i>Argulus foliaceus</i> , <i>Argulus japonicus</i>	6
<i>Gymnocephalus cernua</i>	<i>Epistylis lwoffii</i> , <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> , <i>Trichodina acuta</i> , <i>T. pediculus</i> , <i>Trichodinella epizootica</i> , <i>Azygia lucii</i> , <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> , <i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> , <i>Tylodelphys podicipina</i> , <i>Proteocephalus cernuae</i> , <i>Eustrongylides tubifex</i> , <i>Helobdella stagnalis</i> , <i>Argulus foliaceus</i> , <i>Ergasilus sieboldi</i> , <i>Unionoidea</i> indet.	15
<i>Perca fluviatilis</i>	<i>Camallanus truncatus</i>	1
<i>Anguilla anguilla</i>	<i>Piscicola geometra</i>	1
		67

Der lettische Baltezers See (BS) wurde ausschließlich im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit parasitologisch untersucht. Nach umfassender Literaturrecherche konnten keine Studien zur Parasitierung der Fische des BS ermittelt werden. Damit gelten die 17 in den Rotaugen aus dem BS nachgewiesenen Parasitenarten als neue Gebietsnachweise für dieses Gewässer (Tab. 6).

In Tabelle 15 werden den in Deutschland vorangegangenen Untersuchungen der zehn Zielfischarten die hier nachgewiesenen Parasitenarten gegenüber gestellt. Dabei werden die Parasitenarten innerhalb ihrer Parasitentaxa zusammengefasst. Dieser Tabelle liegen sämtliche bisher in den hier untersuchten zehn Fischarten

deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten zugrunde (Anhang V-2). Der prozentuale Anteil gibt die Deckungsgleichheit, also die Überschneidung der innerhalb Deutschlands in vorangegangenen Untersuchungen nachgewiesenen Parasitenarten mit den im Rahmen der vorliegenden Untersuchung wiedergefundenen Arten in Prozent an. Zudem wird der prozentuale Anteil der in dieser Studie erzielten Neunachweise, bezogen auf alle in der aktuellen Studie nachgewiesenen Parasitenarten, angegeben.

Tab. 15: Parasitentaxa der zehn Fischarten aus vorangegangenen Arbeiten und hier erbrachten Nachweisen im Vergleich. D: Deutschland, *sp. und spp. bei der Taxaanzahl bzw. „neuen Arten“ nur bedingt berücksichtigt (siehe Kapitel 3.5, Literaturangabe siehe Anhang V-2)

Fischart	Parasitentaxa	Bisher bekannte Arten in D	Arten aktuelle Studie	Deckungsgleiche Arten		Neue Arten in aktueller Studie		Insgesamt bekannte Arten in D
		(n)	(n)	(n)	%	(n)	%	(n)
<i>Abramis brama</i>	Ciliophora	3	5	1	33	2*	40	5
	Myxozoa	3	1	0	0	1	100	4
	Digenea	13	6	4	31	0*	0	13
	Monogenea	8	1	1	13	0	0	8
	Cestoda	5	3	2	40	1	33	6
	Nematoda	4	3	1	25	2	67	6
	Acanthocephala	4	0	0	0	0	0	4
	Hirudinea	1	0	0	0	0	0	1
	Crustacea	2	2	2	100	0	0	2
	Total	43	21	11	26	6	29	49
<i>Alburnus alburnus</i>	Ciliophora	0	7	0	0	7	100	7
	Digenea	11	6	2	18	2*	33	13
	Monogenea	7	1	0	0	1	100	8
	Cestoda	0	2	0	0	2	100	2
	Nematoda	1	2	0	0	2	100	3
	Acanthocephala	2	0	0	0	0	0	2
	Crustacea	0	1	0	0	1	100	1
	Total	21	19	2	10	15	79	36
<i>Blicca bjoerkna</i>	Ciliophora	0	4	0	0	4	100	4
	Digenea	13	7	4	31	1*	14	14
	Monogenea	9	3	2	22	1	33	10
	Cestoda	2	0	0	0	0	0	2
	Nematoda	3	0	0	0	0	0	3
	Crustacea	2	1	1	50	0	0	2
	Total	29	15	7	24	6	40	35
<i>Carassius gibelio</i>	Ciliophora	2	0	0	0	0	0	2
	Digenea	1	0	0	0	0	0	1
	Monogenea	4	0	0	0	0	0	4
	Cestoda	1	0	0	0	0	0	1
	Nematoda	1	1	0	0	1	100	2
	Crustacea	1	1	0	0	1	100	2
	Total	10	2	0	0	2	100	12
<i>Rutilus rutilus</i>	Ciliophora	9	7	2	22	3*	43	12
	Myxozoa	9	2	1	11	1	50	10
	Digenea	20	4	2	10	0*	0	20
	Monogenea	17	3	3	18	0	0	17
	Cestoda	6	1	1	17	0	0	6
	Nematoda	15	2	2	13	0	0	15
	Acanthocephala	4	0	0	0	0	0	4
	Hirudinea	2	0	0	0	0	0	2
	Crustacea	3	2	2	67	0	0	3
	Bivalvia	1	1	1	100	0	0	1
	Total	86	22	14	16	4	18	90

Fortsetzung der Tabelle 15 auf der nächsten Seite

Fischart	Parasitentaxa	Bisher bekannte Arten in D	Arten aktuelle Studie	Deckungsgleiche Arten		Neue Arten in aktueller Studie		Insgesamt bekannte Arten in D
		(n)	(n)	(n)	%	(n)	%	(n)
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	Ciliophora	1	2	0	0	2	100	3
	Myxozoa	0	2	0	0	2	100	2
	Digenea	11	9	3	27	4*	44	15
	Monogenea	5	2	0	0	2	100	7
	Cestoda	2	0	0	0	0	0	2
	Nematoda	2	5	2	100	3	60	5
	Acanthocephala	2	0	0	0	0	0	2
	Hirudinea	0	1	0	0	1	100	1
	Crustacea	2	2	1	50	1	50	3
	Total	25	23	6	24	15	65	40
<i>Tinca tinca</i>	Myxozoa	0	1	0	0	1	100	1
	Digenea	2	2	2	100	0	0	2
	Monogenea	2	1	0	0	1	100	3
	Cestoda	4	1	0	0	1	100	5
	Nematoda	2	2	0	0	2	100	4
	Acanthocephala	3	0	0	0	0	0	3
	Hirudinea	1	0	0	0	0	0	1
	Crustacea	2	3	1	50	2	67	4
	Total	16	10	3	19	7	70	23
<i>Gymnocephalus cernua</i>	Mesomycetozoea	1	0	0	0	0	0	1
	Ciliophora	1	6	0	0	6	100	7
	Digenea	8	8	2	25	4*	50	12
	Monogenea	3	0	0	0	0	0	3
	Cestoda	1	1	0	0	1	100	2
	Nematoda	5	2	1	20	1	50	6
	Acanthocephala	5	0	0	0	0	0	5
	Hirudinea	0	1	0	0	1	100	1
	Crustacea	0	2	0	0	2	100	2
	Bivalvia	0	1	0	0	1	100	1
	Total	24	21	3	13	16	76	40
<i>Perca fluviatilis</i>	Digenea	19	8	6	32	0*	0	19
	Monogenea	5	1	1	20	0	0	5
	Cestoda	8	2	2	25	0	0	8
	Nematoda	3	2	1	33	1	50	4
	Acanthocephala	5	1	1	20	0	0	5
	Hirudinea	1	0	0	0	0	0	1
	Crustacea	2	2	2	100	0	0	2
	Bivalvia	2	0	0	0	0	0	2
	Total	45	16	13	29	1	6	46
<i>Anguilla anguilla</i>	Digenea	7	3	1	14	0*	0	7
	Monogenea	4	2	2	50	0	0	4
	Cestoda	4	3	2	50	1	33	5
	Nematoda	12	3	3	25	0	0	12
	Acanthocephala	7	1	1	14	0	0	7
	Hirudinea	1	1	0	0	1	100	2
	Crustacea	3	1	1	33	0	0	3
	Bivalvia	1	0	0	0	0	0	1
	Total	39	14	10	26	2	14	41

Die Digenea zählen zu den erfolgreichsten und weit verbreitetsten Parasitengruppen (Cribb et al. 2002, 2003, Kemper 2010), wodurch sie oft die Parasitengemeinschaft diverser Fischarten dominieren. Sowohl in vorangegangenen Untersuchungen als auch in der hier vorgelegten Arbeit konnte in sieben von zehn Fischarten die größte Artendiversität in der Großgruppe der Digenea nachgewiesen werden, was mit der allgemein geltenden Tendenz in der Literatur übereinstimmt.

Die meisten neuen Gebietsnachweise (D/DF) konnten für den Kaulbarsch (16 neue Arten), gefolgt von der Ukelei und der Rotfeder (jeweils 15 neue Arten), erbracht werden, wobei die neuen Nachweise überwiegend der Großgruppe Ciliophora zugeordnet werden konnten. Der Grund dafür ist die geringe Anzahl an vorangegangenen Studien. Zudem wurde in diesen Studien nur selten die protozoische Parasitenfauna

untersucht. Die meisten Übereinstimmungen zwischen den hier nachgewiesenen Parasiten mit zuvor deutschlandweit ermittelten Arten konnten bei den Fischarten Rotaugen (14 deckungsgleiche Arten) und Flussbarsch (13 deckungsgleiche Arten) festgestellt werden. Dies liegt darin begründet, dass diese Fischarten aufgrund ihrer ubiquitären Verbreitung (Diekmann et al. 2005) leicht zugänglich sind und demnach auch häufiger parasitologisch untersucht wurden (Poulin & Valtonen 2002). Im Folgenden werden die Parasitentaxa der hier untersuchten Fische mit jenen aus vorangegangenen Untersuchungen auf der Grundlage von Tabelle 15 verglichen. Die detaillierten Parasitenarten- sowie Literaturlisten sind dem Anhang V-2 zu entnehmen.

Abramis brama: Obwohl der Blei deutschlandweit im Rahmen von 14 Studien parasitologisch untersucht wurde und insgesamt 43 Parasitenarten nachgewiesen werden konnten, gelangen in der vorliegenden Arbeit sechs neue Gebietsnachweise (D/DF) z. B. von weit verbreiteten Parasitenarten *Paradilepis scolecina* oder *Ichthyophthirius multifiliis* für diese Fischart. Neue Nachweise konnten insbesondere innerhalb der Taxa Ciliophora und Nematoda erbracht werden, wobei der prozentuale Anteil an neuen Parasitenarten im Verhältnis zu sämtlichen hier nachgewiesenen Arten bei 29% lag. Insgesamt 26% (11 von 43 Arten) der zuvor in *A. brama* in Deutschland nachgewiesenen Parasitenarten konnten in den Binnengewässern MVs wiedergefunden werden.

Alburnus alburnus: Deutschlandweit wurde der Ukelei in acht Studien bereits parasitologisch untersucht, wobei 21 Parasitenarten nachgewiesen werden konnten. Im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit wurden 15 neue Gebietsnachweise (D/DF) ermittelt. Insbesondere innerhalb der Großgruppe Ciliophora wurden die meisten neuen Nachweise erbracht (7 Arten), wobei *T. puytoraci* einen besonderen Fund darstellt (Kapitel 5.2.1). Dies liegt z. T. darin begründet, dass diese Fischart in keiner der vorangegangenen Studien in Deutschland auf ihre protozoische Parasitenfauna hin untersucht wurde. Die vielen neuen Nachweise resultieren in einem hohen prozentualen Anteil von 79% (15 von 19) an neuen Parasitenarten im Vergleich zu allen hier ermittelten Arten für den Ukelei in Deutschland. Demnach waren lediglich 10% sämtlicher in *A. alburnus* in den Binnengewässern MVs nachgewiesenen Parasitenarten deckungsgleich mit jenen Parasitenarten aus den zuvor deutschlandweit identifizierten Arten.

Blicca bjoerkna: Insgesamt neun vorangegangene Studien haben deutschlandweit die metazoische Parasitenfauna der Güster untersucht, wobei 29 Parasitenarten nachgewiesen werden konnten. Im Rahmen der hier vorliegenden Arbeit gelangen Gebietsnachweise (DF) für sechs weitere Parasitenarten. Auch hier konnten die meisten Neunachweise innerhalb der protozoischen Parasitenarten erbracht werden (4 Arten). Insgesamt 40% sämtlicher hier nachgewiesener Parasitenarten waren neu für diese Fischart in Deutschland. Der deckungsgleiche Anteil zwischen zuvor bereits in der Güster nachgewiesener Parasitenarten und in den Fischen der Binnengewässern MVs erbrachten Nachweisen lag bei 24%.

Carassius gibelio: Deutschlandweit wurde diese eher seltene Fischart (Mehner et al. 2005, Winkler et al. 2007, Thiel & Thiel 2015) nur durch drei Studien untersucht, wobei lediglich zehn Parasitenarten nachgewiesen werden konnten. Im Rahmen dieser Arbeit konnten zwei neue Gebietsnachweise (DF) erbracht werden. Unter anderem konnte der weit verbreitete Crustacea *Ergasilus sieboldi* (Schäperclaus 1979) erstmalig auf dem Giebel in den deutschen Binnengewässern nachgewiesen werden. Insgesamt konnten keine Parasitenarten aus vorangegangenen Untersuchungen hier wiedergefunden werden. Damit waren 100% der hier detektierten Parasitenarten neu für den Giebel in den deutschen Binnengewässern. Laut Deinhardt (2009) ist die geringe

Parasitierung des Giebels auf seine erst kürzliche Invasion (Anhang I-1.4) und damit verbundene fehlende Anpassungsmöglichkeit der lokalen Parasitenfauna an den neozoischen Fischwirt zurückzuführen.

Rutilus rutilus: Das weit verbreitete Rotaugen (Muus & Dahlström 1998, Diekmann et al. 2005) war besonders häufig Gegenstand parasitologischer Untersuchungen in Deutschland. Trotz der insgesamt 30 Studien, gelangen im Rahmen der hier vorgelegten Untersuchung vier neue Gebietsnachweise (DF). Der prozentuale Anteil an hier für das Rotaugen in Deutschland nachgewiesenen neuen Parasitenarten lag bei 18%, wobei drei neue Arten der Gattung *Trichodina* und eine Art der Gattung *Myxobolus* angehörten. Sämtliche weitere Parasitenarten wurden bereits in deutschen Gewässern im Rotaugen nachgewiesen, wodurch der prozentuale Anteil an deckungsgleichen Parasitenarten bei 16% lag. Dieser niedrige Wert ist auf die vergleichsweise hohe Anzahl von 86 bereits nachgewiesenen Parasitenarten im Rotaugen zurückzuführen.

Scardinius erythrophthalmus: In insgesamt elf vorangegangenen Studien in Deutschland wurde die Rotfeder auf ihre protozoische und metazoische Parasitenfauna untersucht. Die Liste von 25 bei der Rotfeder nachgewiesenen Parasitenarten konnte um 15 weitere Gebietsnachweise (D/DF) ergänzt werden. In sämtlichen Großgruppen konnten neue Parasitenarten hinzugefügt werden, wobei in der Digenea- und Nematodengemeinschaft die meisten neuen Nachweise verzeichnet werden konnten. Besonders hervorzuheben ist innerhalb der Parasitenfauna der Rotfeder die vergleichsweise höchste Artendiversität unter allen hier untersuchten Fischarten. Der prozentuale Anteil an neuen Parasitenarten für die Rotfeder in den deutschen Binnengewässern lag bei 65%. Zu einer Übereinstimmung von 24% konnten in den Binnengewässern MVs die gleichen Parasitenarten wie in vorangegangenen Untersuchungen wiedergefunden werden.

Tinca tinca: Die Schleie wurde deutschlandweit bisher nur wenig untersucht. Lediglich in neun parasitologischen Studien konnten insgesamt 16 Parasitenarten auf dieser Fischart nachgewiesen werden. Im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit konnte die Parasitenartenliste um sieben weitere Arten erweitert werden. Unter den neuen Gebietsnachweisen (D/DF) konnte der seltene und durch den Crustacea *Argulus foliaceus* übertragbare Nematode *Skrjabianus tincae* identifiziert werden. Generell konnten zu 70% neue Parasitenarten für die Schleie in den deutschen Binnengewässern nachgewiesen werden. Lediglich drei Parasitenarten (19%) aus sämtlichen in Deutschland nachgewiesenen Arten konnten in den Schleien der Binnengewässern MVs wiedergefunden werden.

Gymnocephalus cernua: Der Kaulbarsch wurde deutschlandweit in 16 Studien parasitologisch untersucht, wobei 24 Parasitenarten nachgewiesen wurden. Im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit konnten ein neuer Wirts- und 15 neue Gebietsnachweise (D/DF) erbracht werden. Die meisten neuen Parasitenarten konnten den Großgruppen Ciliophora sowie Digenea zugewiesen werden. Bei dem neuen Wirtsnachweis handelt es sich um eine Egelart, *Helobdella stagnalis*, während der humanpathogene Nematode *Eustrongylides tubifex* einen besonderen Gebietsnachweis (DF) darstellt. Lediglich drei deckungsgleiche Arten (13%) konnten in den Kaulbarschen des MSs ermittelt werden. Die 16 von hier insgesamt 21 für den Kaulbarsch ermittelten Parasitenarten resultierten in einem hohen prozentualen Anteil an neuen Arten (76%).

Perca fluviatilis: Für den parasitologisch gut untersuchten Flussbarsch wurden bisher in 32 Studien 45 Parasitenarten nachgewiesen. Der Flussbarsch ist eine weitverbreitete Fischart, insbesondere die Gewässer MVs gehören zu seinem Hauptverbreitungsgebiet (Hochleithner 2005, Winkler et al. 2007). Im Rahmen der hier

vorgelegten Arbeit konnte die bekannte Parasitenfauna lediglich um einen neuen Gebietsnachweis (DF), den Nematoden *Camallanus truncatus* erweitert werden. Damit lag der prozentuale Anteil an neuen Parasitenarten lediglich bei 6%. Der Monogenea *Ancyrocephalus percae* ist aus der hier ermittelten Parasitenfauna deutlich hervorzuheben. Obwohl der Flussbarsch bereits oft untersucht wurde, konnte ausschließlich im Rahmen dieser Untersuchung der für den Wirt stark pathogene Hakensaugwurm (Behrmann-Godel et al. 2014) in Norddeutschland erstmalig vorgefunden werden (Kapitel 5.2.2). Insgesamt 13 mit vorangegangenen Untersuchungen deckungsgleiche Parasitenarten konnten in den Flussbarschen des MSs ermittelt werden (29%).

***Anguilla anguilla*:** Von sämtlichen hier untersuchten Fischarten wurde der Europäische Aal am häufigsten in vorangegangenen Studien auf seine Parasitenfauna untersucht. Die insgesamt 68 Arbeiten sind auf die hohe wirtschaftliche Bedeutung des Aals zurückzuführen (Dorow & Paetsch 2017). Trotz der vielen Studien konnten hier ein neuer Wirts- sowie ein neuer Gebietsnachweis (DF) für den Aal erbracht werden. Der erstmalig im Aal nachgewiesene Cestoda *Proteocephalus sagittus* stellt eine Besonderheit in der Parasitenfauna des Aals dar. Insgesamt resultierten die wenigen Neunachweise in einem niedrigen Prozentsatz von 14%. Vergleicht man die für den Aal zuvor ermittelten Parasitenarten, so konnten im Rahmen der hier vorgelegten Untersuchung zehn Parasitenarten wiedergefunden werden (26%).

Mit zwei neuen Wirtsnachweisen bei *A. anguilla* und *G. cernua*, den 67 neuen Gebietsnachweisen für Deutschland und 53 neue Gebietsnachweise für die Gewässer in MV, sowie den 17 neuen Gebietsnachweisen für das lettische BS, lässt sich **Hypothese I** bestätigen.

5.2 Die Parasitenfauna der Fische im Malchiner See und die möglichen Transferwege durch das Nahrungsnetz

Im Malchiner See (MS) konnten 68 Parasitenarten in zehn Fischarten nachgewiesen werden. Dabei wurden 11 protozoische sowie 57 metazoische Parasitenarten den Taxa Ciliophora (11), Myxozoa (6), Digenea (13), Monogenea (9), Cestoda (11), Nematoda (11), Acanthocephala (1), Hirudinea (2), Crustacea (3) und Bivalvia (1) zugeordnet. Insgesamt 26 Arten wiesen eine ektoparasitische Lebensweise mit einem direkten (monoxenen) LZ auf, während 42 Parasitenarten zu den Endoparasiten gehörten und einen indirekten (heteroxenen) LZ vollzogen.

Im Allgemeinen geben die LZ der nachgewiesenen Parasitenarten Aufschluss über die möglichen Übertragungswege der Parasiten im Gewässer. Spezieller wird so die artspezifische Nahrungsökologie des Fischwirtes beleuchtet, welche wiederum Rückschlüsse auf die Lebensweise des Fisches sowie die Verbreitung der obligaten Zwischenwirte zulässt. Generell können heteroxene Endoparasiten anhand der Transferwege der Larvenstadien differenziert werden. Zum einen dringen Parasitenarten aktiv percutan, also durch das Penetrieren der Haut, in den Wirt ein (Cercarien, Triactinomyxon-Sporen). Als Endwirte (EW) dienen diesen Parasiten piscivore Vögel oder Schlammröhrenwürmer. Solche Arten sind in der vorliegenden Arbeit innerhalb der Digenea vorwiegend in den Gattungen *Diplostomum*, *Ichthyocotylurus*, *Posthodiplostomum* und *Tylodelphys* und der Großgruppe Myxozoa in der Gattung *Myxobolus* vertreten. Diese Parasitenarten geben Hinweise auf den Aufenthaltsort der Fischart sowie auf die im Gewässer vorhandenen Wirte. Zum anderen gelangen Parasitenarten durch Nahrung (Metacercarien) in den Fisch, wobei der Fisch oft der EW ist. Großgruppen wie Digenea, Cestoda, Nematoda und Acanthocephala bieten so eine breite Anwendung als Indikatoren für die aufgenommenen Nahrungsorganismen und die daraus abzuleitende Lebensweise einer Fischart. Einen dritten

Transferweg stellen Nahrungsorganismen nachahmende (Mimikry) Cercarien von dem Digenea *A. lucii* dar, welche oral durch den Fisch aufgenommen werden.

Die ausgewählten Fischarten weisen neben diversen Trophiestufen auch unterschiedliche Ernährungsgilden auf. Eine Zuordnung von Fischarten zu Ernährungsgilden kann meist nur auf Basis genereller Ernährungspräferenzen erfolgen, da aufgrund von saisonalen Änderungen in der Nahrungswahl und dem opportunistischen Fressverhalten die Fische simultan mehrere Ernährungspräferenzen haben (Horwitz 1978). Die Beprobung der Fischarten im MS wurde im Oktober 2011, einem Monat mit niedrigen Wassertemperaturen, durchgeführt (Kapitel 3.3, Tab. 2). Generell werden in den Wintermonaten weniger Nahrungsorganismen erbeutet als in den Sommermonaten, manche Fischarten stellen ihre Nahrungsaufnahme ab bestimmten Wassertemperaturen vollständig ein. Im Folgenden werden die möglichen Transferwege der nachgewiesenen Parasitenarten, sortiert nach untersuchten Fischarten, diskutiert. Dabei wird ein besonderes Augenmerk auf die Abhängigkeit der Parasitenfauna von der Lebensweise der jeweiligen Zielfischart gelegt.

Neben parasitologischen Standardberechnungen werden in den folgenden Kapiteln 5.2.1 und 5.2.2 parasitologische Standardberechnungen sowie Diversitäts- und Dominanzindizes berücksichtigt, um die hier erzielten Ergebnisse in ihrer Gesamtheit zu erfassen und um Rückschlüsse auf die ökologischen Zusammenhänge im MS ziehen zu können (Kapitel 4.3.2, Tab. 8). Grundsätzlich bilden heteroxene LZ von Parasiten aufgrund der vielfältigen Interaktionen der Organismen über das Nahrungsnetz das Gewässer umfassend ab (Diamant et al. 1999, Dzikowski et al. 2003b) und zeigen mit hohen Diversitäten laut Hudson et al. (2006) ein gesundes Ökosystem auf. Die hohe Artenvielfalt an Endoparasiten im MS deutet demnach auf eine hohe Habitatdiversität und ein intaktes Gewässer hin. Der hier angewendete Shannon-Wiener-Index (H' (Endo)) berücksichtigt ausschließlich die Individuenzahl der Endoparasitenarten und ist laut Kleinertz (2010) und Rohde (2012) besonders aussagekräftig.

Laut Dogiel et al. (1958) haben diejenigen Parasitenarten eine hohe Aussagekraft über die Lebensweise einer Fischart, welche eine Prävalenz von über $\geq 25\%$ innerhalb einer Probe erreichen. Seltener vorkommende Parasitenarten bzw. Funde mit einer besonderen Bedeutung werden weiterhin unterstützend mit in die Diskussion aufgenommen. Am Beispiel der Parasitenfauna von *Abramis brama* werden im Folgenden die wichtigsten Transferwege, aufgeteilt in Ekto- und Endoparasiten sowie monoxener und heteroxener LZ, ausführlich diskutiert.

5.2.1 Karpfenartige

Abramis brama: Die im MS gefangenen *Abramis brama* ($n=35$) waren überwiegend weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von $TL=29,8$ cm bei einem Totalgewicht von $TG=268,7$ g auf (Kapitel 4.1, Tab. 3). Das Nahrungsspektrum der Bleie setzte sich aus Mollusca, Crustacea und Plantae zusammen, dabei war die Großgruppe der Crustacea besonders divers vertreten, während Plantae den größten Gewichtsanteil aufwiesen (Kapitel 4.2.1, Tab. 4). Es konnten sechs Parasitenarten mit einem monoxenen und 13 mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden, wovon sieben Parasitenarten den Fisch durch Nahrungsorganismen und sechs durch aktives Eindringen infizierten.

Ektoparasiten: Jeweils drei protozoische und metazoische Parasitenarten mit einer ektoparasitischen Lebensweise konnten auf den Bleien detektiert werden. Die größte Artenvielfalt konnte innerhalb der Großgruppe der Ciliophora nachgewiesen werden, wobei die Bleie von *Ichthyophthirius multifiliis* („Ich“),

dem Erreger der Weißpünktchenkrankheit, häufig befallen wurden (Kapitel 4.3.1.1). Im LZ von *I. multifiliis* gibt es eine temperaturabhängige Vermehrungsphase (Throphozoit zu Theronten), welche am Gewässergrund stattfindet (Mehlhorn & Piekarski 2002, Anhang III-2). In diesem Bodenstadium findet die Festheftung und Zystenbildung häufig an Algen und anderen Wasserpflanzen, aber auch an Schneckenschalen und unbelebtem Substrat statt (Schäperclaus 1979). Da es sich bei den hier untersuchten Fischen vorwiegend um adulte Bleie handelt (88%), welche tiefere Stellen im Gewässer bevorzugen (Anhang I-1.1), ist der möglichst großflächige Kontakt zum Bodensubstrat gegeben. Dabei werden die Bleie durch die vom Parasiten gebildeten Schwärmer infiziert, indem sie einerseits von bestimmten Peptiden und Glykoproteinen im Schleim des Fisches angezogen werden (Buchmann & Nielsen 1999). Andererseits weisen die Schwärmer einen positiven Phototropismus auf (Wahli et al. 1991), um den Fisch aufzusuchen und sich anschließend in die Fischhaut einzubohren. Laut Schäperclaus (1979) sind im Gewässer fast immer einzelne Fische mit „Ich“ befallen, wobei die Lebensweise (Schwarmverhalten, Bodennähe) des Fisches sowie die Wassertemperaturen ausschlaggebend für eine Infektion sind.

Einzellige Ektoparasiten der Gattung *Trichodina* sind aufgrund ihrer Cilien mobil. Sie werden von Fisch zu Fisch übertragen und sind in geringen Zahlen auf nahezu jedem Süßwasserfisch anzutreffen (Körting 2006, Rapp 2010). Sie haben einen monoxenen LZ und vermehren sich in Abhängigkeit von der Wassertemperatur (Mehlhorn & Piekarski 2002). Auf dem Fisch ernähren sich die Parasiten von Bakterien sowie Epithelzellen und sind generell in belasteten bzw. eutrophen Gewässern aufgrund der höheren Bakterienmasse häufig anzutreffen (Palm & Dobberstein 1999, Palm & Rückert 2009, Rapp 2010). Der Befall des Bleis mit Schwächeparasiten der Gattung *Trichodina* (*T. modesta* und *Trichodina* spp.) war gering (Kapitel 4.3.1.1), was einerseits auf eine gute Kondition (hier ermittelte Kondition lag bei $K=1,1$; mittlere Kondition nach Baur et al. (2010) liegt zwischen 1,1-1,3) der Fische schließen lässt, andererseits aber auch das Schwarmverhalten des Bleis aufzeigt. Der enge Kontakt zu anderen Fischen kann durch die Detektion des Doppeltierchens *Diplozoon paradoxum* bekräftigt werden, da diese ektoparasitischen Monogenea ebenso wie Trichodinen von Fisch zu Fisch übertragen werden. Generell werden Monogenea vermehrt in Stillgewässern angetroffen, da die geringe Strömung die Wirtsfindung begünstigt (Dogiel et al. 1958). Die Eier des *D. paradoxum* sind mit einem langen Filament versehen und bleiben vorerst an den Kiemen haften, um anschließend als Oncomiracidium-Larve einen neuen Fischwirt aufzusuchen (Anhang III-5, Anhang IV Fototafel 24). Da vom Wirt losgelöste Diplozoen keine lange Lebensdauer haben (Gläser & Gläser 1964), sind sie auf eine schnelle Wirtsfindung angewiesen, was bei Schwarmfischen gegeben ist.

Weit verbreitete Crustacea der Gattungen *Argulus* und *Ergasilus* kommen weltweit in Süß- und Meerwasser vor (Fryer 1970). Im MS indiziert die Karpfenlaus *Argulus foliaceus* eine benthisch orientierte Lebensweise des Bleis, da dieser parasitische Krebs zur Fortpflanzung den Wirt verlässt und seine Eier vorwiegend auf Wasserpflanzen, versunkenem Totholz und Steinen ablegt (Schäperclaus 1979). Eine Infektion mit Arguliden findet somit oft in Bodennähe, aber auch durch aktives Auffinden des Wirtes durch den gut schwimmenden Parasiten statt. *Ergasilus sieboldi* erreichte beim Blei eine hohe Befallsintensität ($P [\%]=77,1$). Ergasiliden sind schlechte Schwimmer und halten sich in Bodennähe auf. Der Parasit trifft zufällig auf den Wirt und findet dann mithilfe seines photo- und rheotaktischen Verhaltens den Weg zu den Kiemen, oder der Crustacea wird passiv mit Nahrung aufgenommen und bleibt im Anschluss an den Kiemenfilamenten hängen (Wißmath 1975, Schäperclaus 1979). In verkrauteten Flachgewässern sind die Crustacea seltener anzutreffen (Dogiel et al. 1958,

Müller 1983, Kirjusina 2004). Nach Rapp (2010) werden neben „trägen“ Schleien oft die „lebhaften“ Bleie bevorzugt befallen. Der Grund dafür kann am gleichen Tag-Nacht-Rhythmus des Fisches und des Crustacea liegen. Die noch freischwimmenden Ergasiliden (Anhang III-10) sind tagsüber in tieferen Gewässerschichten anzutreffen, während sie in der Nacht an die Oberfläche steigen. Der adulte Blei befindet sich ebenfalls tagsüber in Bodennähe und steigt erst in der Nacht ins Flachwasser auf (Anhang I-1). Neben dieser Überschneidung begünstigt das in Schwarm stehen des Bleis, der gleiche Aufenthaltsort des Wirtes und des Parasiten sowie der Grad der Trägheit des Fisches in der Nacht die Infektion.

Endoparasiten: Von den insgesamt 19 Parasitenarten konnten 13 Arten mit einer heteroxenen Lebensweise nachgewiesen werden. Die größte Artenvielfalt konnte bei den Digenea verzeichnet werden. Dabei findet bei sechs Parasitenarten die Übertragung auf den Wirtsfisch durch aktives Eindringen der Cercarien (fünf Digenea) bzw. Triactinomyxon-Sporen (ein Myxozoa) statt. Laut Marcogliese (1995) überwiegen solche Transferwege in einem Süßgewässer gegenüber Arten, welche durch Nahrung aufgenommen werden.

Anhand der Gattung *Diplostomum* wird im Folgenden der LZ sämtlicher Digenea aufgezeigt, welche aktiv in den Fisch gelangen. Der adulte Digenea parasitiert im Darm von *Chroicocephalus ridibundus* und *Larus canus* (Lach- und Sturmmöwen). Dabei gelangen die Eier der Parasiten über die Fäzes der EW ins Gewässer und reifen zu Miracidien heran. Diese dringen in den ersten Zwischenwirt (1. ZW), einen Gastropoda der Gattung *Radix* (Niewiadomska 1984) oder der Art *Lymnaea stagnalis* (Faltynkova & Haas 2006) ein und entwickeln sich zu Tochtorsporocysten, welche weiter zu Cercarien heranreifen. Diese penetrieren, beeinflusst von der Wassertemperatur (Lyholt & Buchmann 1996), die Haut und die Kiemen des Fisches und gelangen in den Blutkreislauf. Nach einer Körperwanderung sammeln sich die Cercarien in der Augenlinse und entwickeln sich zu Metacercarien. Das Ausweichen der Digenea auf dieses Organ lässt sich damit begründen, dass in der Augenlinse die Immunabwehr schwächer ist als im restlichen Körper. Für die Metacercarien wird dadurch die Wahrscheinlichkeit gemindert, vom Wirtsgewebe abgestoßen zu werden (Zander 1998). Die hervorgerufene Beeinträchtigung des Sehvermögens der befallenen Fische hat außerdem zur Folge, dass diese eher von den EW, den piscivoren Vögeln erbeutet werden, wodurch der LZ geschlossen wird (Szidat 1963).

Unter sämtlichen im Blei detektierten Digenea, welche durch Hautpenetration in den Fisch gelangen, erreichte der Digenea *Ichthyocotylurus platycephalus* die höchsten Prävalenzen ($P [\%] = 80,0$). Dieser Saugwurm wird durch den Gastropoda *Valvata piscinalis*, welcher dem Parasiten als 1. ZW dient, übertragen. *Valvata piscinalis* ist in deutschen Fließ- und Standgewässern weit verbreitet und kommt bevorzugt im Schlamm und Sandgrund der Uferzone großflächiger Seen vor. Auch die Zwischenwirte anderer Digenea z. B. *Lymnaea stagnalis* (*Diplostomum* spp.), *Planorbis planorbis* (*Posthodiplostomum cuticola*), *Radix auriculata* (*Tylodelphys clavata*) sind deutschlandweit stark verbreitet (Glöer & Meier-Brook 1994, Glöer & Diercking 2010). Da sich die meisten Gastropoda phytophag ernähren, sind diese überwiegend auf Wasserpflanzen im Uferbereich lokalisiert (Schwab 1995).

Die hohen Diversitäten und Intensitäten der hier vorgefundenen Digenea deuten auf ein hohes Molluskenaufkommen im Gewässer hin. Der Blei infizierte sich in den Krautregionen der Uferzonen mit den Cercarien von *Diplostomum* spp., *I. platycephalus*, *P. cuticola* und *T. clavata*, was wiederum vom Aufenthalt des Fisches im Litoral zeugt. Am Beispiel von *Diplostomum spathaceum* wurde durch Özcelik & Deufel (1989) bewiesen, dass der Parasit eine klare Standortspezifität aufweist und bei pelagisch lebenden Fischen wie *Coregonus wartmanni* (Bloch, 1784) (Bodenseefelchen) nicht nachgewiesen werden konnte. Bei Fischen,

welche sich im Litoral aufhalten, konnte hingegen ein starker Befall durch Digenea-Metacercarien festgestellt werden.

Der Digenea *Sphaerostoma bramae* stellt ein Beispiel für ein präadultes Parasitenstadium dar. Bei den im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit aus dem Darm isolierten *S. bramae* (P [%]=8,5) konnten lediglich Genitalprimordien detektiert werden, wodurch der Digenea als Präadult bezeichnet werden kann. Der Blei dient dem Digenea als EW, das präadulte Stadium des Parasiten deutet auf eine kürzlich eingetretene Infektion hin. Laut Chubb (1979) enthält dieser Saugwurm alternative Pfade in seinem LZ. Chernogorenko-Bidulina & Bliznyuk (1960) wiesen diverse Entwicklungsstadien von *S. bramae* in Gastropoden nach. Zudem gehen sie von der Möglichkeit aus, dass der Parasit entweder einen ZW der Gruppe Gastropoda benötigt, oder aber einen 2. ZW aus der Gruppe der Hirudinea einbeziehen kann. Als dritte Möglichkeit nennen die Autoren, dass der 1. und der 2. ZW aus der Gruppe der Mollusken stammen können. Die **progenetische Entwicklung** für *S. bramae* ist bereits durch Erasmus (1972) berichtet worden. Diese Variabilität in Entwicklungsstadien bietet dem Parasiten u. a. die Möglichkeit, durch ein vorzeitiges Reifen seine saisonale Ausbreitung zu verlängern.

Insgesamt fünf von 13 im Blei detektierten Endoparasiten werden durch Copepoden übertragen. Laut Dogiel et al. (1958) nimmt das Copepodenvorkommen mit zunehmender Gewässertiefe ab. Die Infektion des Bleis mit den Cestoden der Art *Ligula intestinalis*, *Paradilepis scolecina* sowie Nematoden der Art *Contracaecum microcephalum*, *C. micropapillatum* und *Philometra ovata* weist auf die Aufnahme von Copepoden der Gattungen *Cyclops*, *Eudiaptomus* und *Macrocyclus* hin, welche nach Schwab (1995) in stehenden Gewässern besonders häufig sind. Unter sämtlichen im MS untersuchten Fischarten erreichte der Befall des Bleis mit dem Cestoden *P. scolecina* (P [%]=48,5) sowie dem Nematoden *C. microcephalum* (P [%]=88,5) die höchsten Prävalenzen. Anhand der durchgeführten Nahrungsanalyse (Tab. 4) kann einerseits die Aufnahme von Copepoden als Nahrungsorganismen aufgezeigt werden. Andererseits konnte die detektierte Parasitenfauna die Nahrungsaufnahme des Fisches im Pelagial belegen.

Obwohl *L. intestinalis* mit einer geringen Prävalenz von P [%]=2,8 nachgewiesen wurde, stellt dieser Cestoda einen besonderen Fund dar. Der im Folgenden beschriebene LZ steht exemplarisch für sämtliche im MS nachgewiesene LZ der Großgruppe Cestoda. Die Coracidiumlarve, welche mit den Fäzes der Vögel ins Wasser gelangt, penetriert den Copepoda (1. ZW) und entwickelt sich in seinem Darm zum Proceroid (Bouzig et al. 2008). Bisher sind sieben Copepodenarten als mögliche ZW dokumentiert worden. Zwei davon (*Megacyclops viridis* und *Diacyclops bicuspidatus*) sind dabei als dominant eingestuft worden (Glazunova & Polunina 2008) und gehören laut Meisch et al. (2006) in Deutschland zu den häufigen Arten. *Ligula intestinalis* ist beim 1. ZW und 2. ZW besonders spezifisch, da hier das Wachstum, die meisten morphologischen Prozesse sowie die Bildung der Geschlechtsorgane stattfinden (Dubina 1953). Als 2. ZW dient ein Zooplankton fressender Fisch, in dessen Leibeshöhle sich eine Plerocercoidlarve entwickelt. Dieses Larvenstadium kann sich mehrere Jahre im Fisch aufhalten, bis dieser von einem piscivoren Vogel (40 Arten sind belegt) aufgenommen wird (Dogiel et al. 1958, Glazunova & Polunina 2008). Als EW fungieren Vögel der Familie Ardeidae (Reiher), Laridae (Möwen), Phalacrocoracidae (Kormorane) und Podicipedidae (Lappentaucher) (Bouzig et al. 2008). Durch den Anstieg des Bauchumfangs werden die Fische weniger mobil und somit eher vom EW erbeutet (Loot et al. 2001, Lucius & Loos-Frank 2008). In dieser Studie wurde *L. intestinalis* im Blei mit einer Totallänge von 35,5 cm detektiert. Laut Zaostrovzeva (2007) sind überwiegend Bleie mit einer Totallänge von 26 cm infiziert, da ihre Ernährung von Copepoden dominiert wird. Ältere Fische nehmen größtenteils benthische Organismen

auf, und die Infektion wird weniger wahrscheinlich (Dogiel et al. 1958). Dadurch, dass in dieser Untersuchung die Fische eine durchschnittliche Totallänge von 29,8 cm aufwiesen, blieb der Befall gering. Bleie mit einer Totallänge von 26-46 cm fungieren dagegen als Parasitenreservoirs im Gewässer, insbesondere während der Überwinterung. Auf diese Weise wird der Parasit im Gewässer „aufbewahrt“ bzw. seine Lebensdauer verlängert (Zaostrovzeva 2007). Diese Aussage trifft auf den hier untersuchten Blei zu. Durch die Infektion mit dem Riemenbandwurm wird neben dem negativen Einfluss auf das Größenwachstum auch die Reduktion der Reproduktionsfähigkeit des Fisches hervorgerufen (Schäperclaus 1979, Özcelik & Deufel 1989). Dies konnte deutlich in der hier vorliegenden Studie bestätigt werden. Der hier mit *L. intestinalis* befallene Blei wies stark zurückgebildete Gonaden auf (Anhang VII-1, Fisch Nr. 28). Auch von einer Reduktion der Kondition wird in der Literatur berichtet (Dogiel et al. 1958). Zwar ist die Konditionsmessung eines befallenen Bleis wenig repräsentativ, trotzdem konnte hier die reduzierte Kondition bestätigt werden. Bei einer hier ermittelten durchschnittlichen Kondition der Bleie von $K=1,1$ erreichte der mit *L. intestinalis* befallene Fisch eine deutlich geringere Kondition von $K=0,8$.

Die bodenorientierte Lebensweise des Bleis wird durch den Befall mit Endoparasiten der Großgruppe Myxozoa (*Myxobolus bramae*) und Cestoda (*Caryophyllaeus laticeps*) bestätigt. Beide Parasitenarten nutzen die Schlammröhrenwürmer der Gattung *Tubifex* als Wirt (Mehlhorn et al. 1992, Körting 2006). Die Oligochaeten kommen im Schlamm oder im Sand stehender oder langsam fließender Gewässer vor und vermehren sich besonders stark in belasteten Gewässern (Schwab 1995). Im Fall von *C. laticeps* gelangt der Parasit durch die Aufnahme eines am Gewässergrund lebenden, infizierten Schlammröhrenwurms in seinen EW Fisch. Der Lebenszyklus der Myxozoa ist noch nicht vollständig erforscht. Manche Autoren gehen von einer Infektion durch eine orale Aufnahme von *Tubifex* aus (Mehlhorn et al. 1992). In der neueren Literatur wird die Verbreitung von Myxozoa durch im Wasser schwebende Triactinomyxon-Sporen beschrieben, welche aktiv in den Fisch eindringen (Rohde 2005, Körting 2006, Lom & Dykova 2006).

Der Blei kann anhand seiner Parasitenfauna als eine aktive Fischart charakterisiert werden, welche unterschiedliche Habitate im Gewässer nutzt. Die diverse Parasitenfauna des Bleis ($H'(\text{Endo})=1,639$) wurde durch generalistische Arten mit einem heteroxenen LZ geprägt, wobei die Großgruppe der Digenea besonders dominant war. Lediglich zwei auf den Blei spezialisierte Arten (*M. bramae*, *D. paradoxum*) konnten nachgewiesen werden.

Alburnus alburnus: Die im MS gefangenen Fische der Art *Alburnus alburnus* ($n=22$) waren überwiegend weiblich und wiesen eine durchschnittliche Totallänge von $TL=13,7$ cm bei einem Totalgewicht von $TG=16,4$ g auf (Tab. 3). Das Nahrungsspektrum der Ukeleie bestand ausschließlich aus Crustacea. (Tab. 4). Es konnten sieben Parasitenarten mit einem monoxenen und zehn mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden, wovon vier Parasitenarten den Fisch über die Nahrungsorganismen und sechs durch aktives Eindringen infizierten.

Ektoparasiten: Fünf protozoische und zwei metazoische Ektoparasiten konnten auf den Ukeleien detektiert werden. Die größte Artenvielfalt konnte in der Ciliophoragemeinschaft nachgewiesen werden, wobei die Befallshäufigkeit stets gering blieb (Kapitel 4.3.1.1). Der Nachweis der für den Ukelei seltenen Art *Trichodina puytoraci* ist hier besonders hervorzuheben. *Trichodina puytoraci* ist ein charakteristischer Parasit von Meeräschen (Fam. Mugilidae). Alle Gebietsnachweise fanden auf Vertretern der Familie der Meeräschen (Bykhovskaya-Pavlovskaya et al. 1962, Lom 1962, Kinne 1984, Özer & Öztürk 2004, Al-Bassel et al. 2007,

Yemmen et al. 2011) und seltener auf Heringsartigen (Ord. Clupeiformes) sowie Grundelartigen (Ord. Gobiiformes) (Stein 1975, 1984) Meeresfischen statt. Yemmen et al. (2011) berichteten über das **hochpathogene Potenzial** dieser Parasitenart insbesondere bei Jungfischen. Grupcheva (1993) wies erstmalig *T. puytoraci* auf *A. alburnus* aber auch auf *Perca fluviatilis* in der Ovcharitza Talsperre, Bulgarien nach. Dem aktuellen Wissensstand nach gelang in der vorliegenden Arbeit zum zweiten Mal der Nachweis dieser Trichodinenart auf dem Ukelei. Das Vorkommen dieses sonst im Meereswasser verbreiteten Trichodinen kann zum einen durch die Verbindung des MS mit anderen Gewässern erklärt werden. Durch den Peenekanal ist der MS mit dem Kummerower See verbunden, welcher wiederum durch den Fluss Peene mit dem Stettiner Haff im Kontakt steht. Die Meeräschen sind zwar überwiegend Meeresfische, allerdings sind weltweit ihre Wanderungen hoch in die Flüsse dokumentiert worden (Müller 1983, Berra 2007). Auf diese Weise können die Meeräschen die Trichodinen auf andere Süßwasserfische übertragen. Zum anderen könnten Meeräschen im MS gehältert worden sein, was die Übertragung von *T. puytoraci* auf *A. alburnus* ermöglicht hat. Grupcheva (1993) berichtet von Meeräschen, welche in der von ihr untersuchten Talsperre reproduziert wurden. Nach der Reproduktion und dem anschließenden Fehlen dieser Fischart in der Talsperre suchte der Parasit einen neuen Fischwirt und infizierte Ukeleie und Flussbarsche. Eine Information über Hälterung bzw. Reproduktion von Meeräschen im MS liegt hier nicht vor. Durch die mögliche Übertragung dieser Parasiten von Meeräschen auf die Flussbarsche (Grupcheva 1993), welche je nach Population ein ausgeprägtes Wanderverhalten aufzeigen (Winkler et al. 2007), könnte der Parasit in den MS gelangt sein.

Das Schwarmverhalten der Ukeleie, welche sich tagsüber im Pelagial aufhalten und in der Nacht in tiefere Gewässerzonen ziehen, (Anhang I-1.2), kann durch den Befall mit Trichodinen, welche von Fisch zu Fisch übertragen werden, bestätigt werden. Ein intensiver Befall mit Trichodinen blieb aus. Die Kombination von einem geringen Trichodinenbefall mit einer hohen Diversität an Protozoen steht laut Kirjusina (2004) für eine **Habitatdiversität** eines Gewässers. Das auf den Ukelei spezialisierte Doppeltierchen *Paradiplozoon alburni* wird ebenfalls überwiegend im Schwarm zwischen Fischen übertragen, was den engen Fischkontakt bestätigt.

Endoparasiten: Von den insgesamt 17 Parasitenarten konnten zehn Arten mit einer heteroxenen Lebensweise nachgewiesen werden. Die größte Artenvielfalt von sechs Arten konnte bei den Digenea nachgewiesen werden. Dabei findet bei allen Digeneenarten die Übertragung auf den Wirtsfisch percutan statt. Sämtliche Digenea kamen mit Prävalenzen unter 40% vor, wodurch sie als Satellitenarten bzw. seltene Arten charakterisiert werden (Kapitel 4.3.1.1). Die niedrige Befallsintensität und -häufigkeit deutet auf seltenes Aufhalten des Fisches in den Uferzonen, wo der Befall mit Cercarien der Gattungen *Diplostomum*, *Ichthyocotylurus*, *Posthodiplostomum* und *Tylodelphys* besonders wahrscheinlich ist (siehe Abschnitt *A. brama*).

Endoparasiten mit einem heteroxenen LZ, welche auf den Fisch durch die Copepoden übertragen werden, bilden die restliche Parasitenfauna des Ukeleis. Viele Studien bestätigten bereits die fortwährende Dominanz der Copepoden im Nahrungsspektrum des Ukeleis (Politou et al. 1993, Herzig 1994, Vinni et al. 2000). Anhand der Nahrungsanalyse und der hier detektierten Parasitenarten *P. scolecina*, *Proteocephalus torulosus*, *Contracaecum microcephalum*, *C. micropapillatum* kann auch im Rahmen dieser Arbeit die vorwiegende Ernährung von Copepoden (IRI=1 4677,42) aufgezeigt werden, was den Aufenthalt des Fisches im Pelagial impliziert.

Die oberflächennahe (epipelagische) Lebensweise des Fisches, welche durch sein oberständiges Maul zum Ausdruck kommt (Anhang I-1.2), begünstigt die Erbeutung des Fisches durch die EW (Müller 1983). Diese Lebensweise nutzen 69% (9 von 13) der Parasitenarten des Ukeleis ((6) Digenea, (2) Nematoda sowie (1)

Cestoda (*P. scolecina*)), welchen piscivore Vögel als EW dienen. Besondere Vorteile für die genannten Parasiten ergeben sich somit durch das oberflächennahe Aufhalten des Ukeleis. Zudem steigern z. B. Augenwürmer wie *Diplostomum* spp. und *T. clavata* durch die Augentrübung des Fisches die Wahrscheinlichkeit vom EW aufgenommen zu werden.

Der schwarmbildende Ukelei kann als ein Fisch des Pelagials mit einer diversen ($H' \text{ (Endo)}=1,525$) aber wenig spezifischen Parasitenfauna charakterisiert werden. Neben der Dominanz der Großgruppen Ciliophora und Digenea konnten mehr Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Lediglich der Monogenea *P. alburni* war auf den Ukelei spezialisiert.

Blicca bjoerkna: Alle 35 Fische der Art *Blicca bjoerkna* waren weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von TL=15,9 cm bei einem Totalgewicht von TG=51,6 g auf (Tab. 3). Das Nahrungsspektrum der Güster setzte sich aus Copepoden, Insektenlarven und Pflanzen zusammen (Tab. 4). Es konnten jeweils sieben Parasitenarten mit einem monoxenen und heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Sechs Parasitenarten infizierten den Fisch durch aktives Eindringen. Lediglich eine Art wurde auf die Güster durch die Nahrung übertragen.

Ektoparasiten: Drei protozoische und vier metazoische Parasitenarten mit einer ektoparasitischen Lebensweise konnten auf den untersuchten Güstern nachgewiesen werden. Einmalig im MS konnte der Ciliat *Apiosoma piscicolum* auf den Kiemen der Güster detektiert werden. Diese häufigen und weit verbreiteten Wimperntierchen werden wie *Epistylis lwoffii* und *I. multifiliis* durch Schwärmer von Fisch zu Fisch oder aber durch Bodenstadien übertragen (Mehlhorn et al. 1992). Die Befallshäufigkeiten sämtlicher auf der Güster nachgewiesenen Ciliaten lagen unter 6% (Anhang V-1.3). Insgesamt ist die Infektion somit zu gering, um Aussagen über eine bodenorientierte Lebensweise bzw. die Güster als Schwarmfisch treffen zu können. Auf der Güster konnten drei Arten an Monogeneen detektiert werden. Dabei lassen die Prävalenzen der Monogenea Rückschlüsse auf einen häufigen Kontakt zwischen Fischen zu. Insbesondere das auf die Güster spezialisierte Doppeltierchen *Paradiplozoon bliccae* erreichte hohe Prävalenzen ($P [\%]=22,8$) unter den drei Monogenea. Generell gelten die Monogenea als die wirtsspezifischste Parasitengroßgruppe im Meer- sowie im Süßwasser, welche ihre höchsten Befallshäufigkeiten und -intensitäten auf ihren bevorzugten Wirten erreichen (Poulin 1992a, Zander 1998). Die Unterschiede in der Befallshäufigkeit der Monogenea auf der Güster spiegelt die Spezifität von *P. bliccae* wieder. Laut Sicard et al. (2001) ist *P. bliccae* auf die Güster besonders spezialisiert, was sich gegenüber der Art *P. homoion* ($P [\%]=8,5$), welche auf mehrere Cypriniden, insbesondere aber auf das Rotaugen spezialisiert ist, in höheren Prävalenzen widerspiegelt.

Endoparasiten: Von den insgesamt 14 Parasitenarten konnten sieben Arten mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Die größte Artenvielfalt von sechs Arten konnte bei den Digenea, welche als Cercarie in den Fisch gelangen, nachgewiesen werden. Besonders hervorzuheben sind die hohen Befallsintensitäten sämtlicher in der Güster detektierten Digeneenarten. Insbesondere die Kernarten der Gattungen *Diplostomum*, *Posthodiplostomum* und *Tylodelphys* mit Intensitäten bis zu 513 Individuen pro Fisch zeigen eine starke Präsenz der Mollusken der Gattung *Lymnea*, *Planorbis* und *Radix* in diesem Gewässer auf und zeugen vom Aufenthalt der Güster in den Uferzonen des Sees. Der häufig bei Cypriniden parasitierende Erreger der Schwarzpünktchenkrankheit *P. cuticola* erreichte in der Güster im Vergleich mit anderen Fischen neben der höchsten Prävalenz ($P [\%]=68,5$) auch die höchsten Intensitäten von $I=1-227$. Betrachtet man detailliert die

einzelnen Fische, so lässt sich die in den relativen Häufigkeiten (p_i [%]) dominierende Digeneenfauna unter anderem auf eine stark befallene Güster (Fisch Nr. 15) zurückführen (Anhang IV, Fototafel 17, 18, Anhang VII-3). Neben der höchsten Befallsintensität mit der Art *P. cuticola* wurde im gleichen Fisch auch die höchste Intensität von 513 Individuen der Art *I. platycephalus* erreicht. Laut Deufel (1975) und Schäperclaus (1979) kann das massenhafte Eindringen der Cercarien zum Tod des Fisches führen. Der hier vorgefundene intensive Befall gilt bei Wildfischen als „selten“, tritt überwiegend bei Jungfischen in Teichwirtschaften auf (Rapp 2010) und zeugt von einer insgesamt geschwächten Kondition des Fisches. Die geringe Widerstandsfähigkeit wurde einerseits durch den Parasitenbefall selbst hervorgerufen, andererseits nimmt aufgrund der gesunkenen Abwehrkräfte der Parasitenbefall immer mehr zu.

Lediglich eine Parasitenart (Digenea *S. brahamae*), welche über die Nahrung übertragen wird, konnte in der Güster detektiert werden. Paradoxe Weise wurde auch diese Art ausschließlich im Darm der stark befallenen Güster detektiert. *Sphaerostoma brahamae* wird überwiegend durch die Aufnahme von Gastropoda übertragen (siehe Abschnitt *A. brama*). Insgesamt ist jedoch die Befallsintensität der Fische im MS durch diesen Parasiten als gering einzustufen.

Die laut Literatur benthische Lebensweise der Güster kann hier nicht bestätigt werden (z. B. Winkler et al. 2007, Anhang I-1.3). Der geringe Befall mit dem Crustaceen *E. sieboldi* (P [%]=14,2), dessen Übertragung vorwiegend am Gewässergrund stattfindet (siehe Abschnitt *A. brama*), dient dabei als erster Anhaltspunkt. Zusätzlich konnten in der Güster keine Parasitenarten nachgewiesen werden, welche durch benthische Organismen wie Tubificiden übertragen werden. Cestoden und Nematoden, welche im Pelagial vorkommenden Copepoden als ZW nutzen, konnten in der Güster ebenfalls nicht vorgefunden werden.

Der intensive Befall durch Digenea zeugt von der Lebensweise der Güster im Litoral. Die Parasitenfauna kann als wenig wirtsspezifisch, jedoch charakteristisch für Cypriniden beschrieben werden. Lediglich die Monogenea *D. sphyrna* und *P. bliccae* waren auf die Güster spezialisiert. In der diversen Parasitenfauna (H' (Endo)=1,568) war die Anzahl an monoxenen und heteroxenen LZ gleich.

***Carassius gibelio*:** Insgesamt sieben Fische der Art *Carassius gibelio* konnten untersucht werden. Sämtliche Giebel waren weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von $TL=19,3$ cm bei einem Totalgewicht von $TG=134,6$ g auf (Tab. 3). Die durchgeführte Nahrungsanalyse ergab keine aufgenommenen Organismen, was auf die geringen Wassertemperaturen zurückzuführen ist. Bei anderen hier untersuchten Fischarten mit einem größeren Probenumfang konnten meist in nur wenigen Fischen Nahrungsorganismen nachgewiesen werden. Demnach ist hier das Fehlen der Nahrung jahreszeitenbedingt und kann zusätzlich durch den geringen Probenumfang relativiert werden. In allen untersuchten Fischen konnten lediglich zwei Parasitenarten vorgefunden werden. Eine Parasitenart wies dabei einen monoxenen und eine Art einen heteroxenen LZ auf, wobei die Übertragung auf den Fisch durch Nahrungsorganismen stattfand.

Ektoparasiten: Sämtliche Giebel waren mit dem generalistischen und weit verbreiteten Crustacea *E. sieboldi* befallen (P [%]=100,0). Die bevorzugte Lebensweise des Giebels am schlammigen Bodengrund (Deinhardt 2009, Thiel & Thiel 2015) wird durch die hohe Infektionsrate mit dem Crustacea, dessen Übertragung im Benthos besonders wahrscheinlich ist (Schäperclaus 1979), belegt. Die für *E. sieboldi* errechnete hohe Befallshäufigkeit lässt sich einerseits auf den geringen Beprobungsumfang zurückführen. Unter Zuhilfenahme

der geringen mittleren Abundanz ($mA=2,00$) konnte andererseits eine Gleichmäßigkeit in der Infestation der Giebel dokumentiert werden.

Endoparasiten: In zwei Fischen konnte der Nematoda *C. micropapillatum* vorgefunden werden. Dieser Fadenwurm weist einen heteroxenen LZ auf und wird durch Copepoden der Gattungen *Acanthocyclops*, *Cyclops* und *Macrocyclus* übertragen. Die Detektion dieses Parasiten deutet auf die Aufenthalte des Giebels im Pelagial hin. Aufgrund der deutlich geringeren Befallshäufigkeiten von $P [\%]=28,5$ des Giebels durch den Nematoden im Vergleich zu *E. sieboldi* kann von einer überwiegend benthischen Lebensweise des Fisches ausgegangen werden.

In der Studie von Deinhardt (2009) wurden junge Giebelbestände auf ihre Parasitenfauna untersucht. Trotz der nahen Verwandtschaft mit der Karausche (*Carassius carassius*) konnten in den Giebeln kaum Endoparasiten festgestellt werden. Der Autor führt die geringe Parasitierung auf die junge Invasion des Giebels in den deutschen Gewässern und eine fehlende Anpassungsmöglichkeit der lokalen Parasitenfauna an den neuen Wirt zurück. Der hier festgestellte geringe Parasitenbefall des Giebels kann auf seinen Status als Neozoa zurückgeführt werden. Einen vergleichsweise hohen Wert erreichte der Giebel allerdings beim Hepatosomatischen Index ($HSI=8,0$). Laut Schäperclaus (1979) vollziehen sich alle physiologischen Veränderungen am Fisch zunächst in der Leber, der Niere und der Milz, danach im Blut und zuletzt in der Körpermuskulatur. Somit stehen die hohen Leberwerte des Giebels für eine erhöhte enzymatische Aktivität der Leber. Dies kann ein Anzeichen für Gewässerverschmutzungen durch Toxine, Schwermetalle oder Stickstoffverbindungen und Phosphate sowie einen erhöhten Stresszustand sein (Lopes et al. 2001, Zhang et al. 2004). Sämtliche anderen untersuchten Fische im MS wiesen jedoch deutlich niedrigere HSI-Werte zwischen 1,0 und 1,4 auf. Durch den Vergleich mit vorangegangenen Arbeiten (Tab. 12 und Tab. 13) können diese Werte als „durchschnittlich“ eingestuft werden und folglich eine starke Belastung des Gewässers ausschließen. Trotz umfangreicher Literaturrecherche konnten keine Angaben zu Leberwerten des Neozoa *C. gibelio* gefunden werden. Ein Zusammenhang zwischen der geringen Parasitierung und der erhöhten Enzymaktivität kann aufgrund der unzureichenden Datenlage nicht hergestellt werden.

Die wenigen detektierten Parasitenarten zählen zu den Generalisten und belegen die Annahme, dass verarmte Parasitenfaunen überwiegend von generalistischen Parasitenarten dominiert werden (Poulin 1997, Simkova et al. 2001a). Die Studie von Torchin & Mitchell (2004) zeigt auf, dass invasive Fische in ihrem neuen Habitat seltener von Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ infiziert werden, was hier bestätigt werden konnte. Darüber hinaus werden laut Torchin et al. (2002) durch den fehlenden Parasitendruck höhere Populationsdichten des neozoischen Fisches erreicht, was hier nicht bestätigt werden kann. Einerseits kann man anhand des geringen Probenumfangs auf ein seltenes Vorkommen dieser Fischart im MS schließen, andererseits findet die Massenvermehrung des Giebels eher in raubfischfreien Gewässern statt (Deinhardt 2009). Im MS allerdings gelten Raubfische wie Hecht und Zander als häufig, der Giebel hingegen als selten (BMU/UBA 2004b, IGB 2004).

Trotz der verarmten Parasitenfauna des Giebels, konnte für diese Fischart eine benthische Lebensweise aufgezeigt werden. Dabei können die geringe Parasitierung sowie die Dominanz von Generalisten auf seinen Status als Neozoa zurückgeführt werden.

Rutilus rutilus: Sämtliche im MS gefangenen Fische der Art *Rutilus rutilus* (n=35) waren weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von TL=15,7 cm bei einem Totalgewicht von TG=39,9 g auf (Tab. 3). Die Nahrungsanalyse ergab die Aufnahme der Organismen Mollusca und Crustacea (Tab. 4). Es konnten zehn Parasitenarten mit einem monoxenen und acht mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden, wovon zwei Arten den Fisch durch Nahrungsorganismen und sechs durch aktives Eindringen infizierten.

Ektoparasiten: Jeweils fünf protozoische und metazoische Parasitenarten mit einer ektoparasitischen Lebensweise konnten auf den Rotaugen detektiert werden. Die größte Artenvielfalt konnte in der Ciliophoragemeinschaft vorgefunden werden (Tab. 10). Dabei erreichte der Erreger der Weißpünktchenkrankheit *I. multifiliis* unter sämtlichen untersuchten Fischarten auf den Rotaugen die höchste Befallsintensität von P [%]=62,8. Die als Kernart charakterisierte Parasitenart zeigt die benthische Lebensweise des Rotauges auf, da die Infektion mit *I. multifiliis* am Gewässerboden besonders wahrscheinlich ist (siehe Abschnitt *A. brama*). Der Nachweis von drei Trichodinenarten kann als Beleg für einen häufigen Kontakt zu anderen Fischen betrachtet werden, da diese Ciliaten ausschließlich von Fisch zu Fisch übertragen werden. Das Schwarmverhalten des Rotauges kann zusätzlich durch drei auf den Kiemen detektierten Monogeneenarten belegt werden. Auch diese Ektoparasiten werden zum großen Teil zwischen Schwarmfischen übertragen. Das auf das Rotauge spezialisierte Doppeltierchen *P. homoion* erreichte unter den drei Monogeneenarten die höchsten Prävalenzen (P [%]=28,5). Die bereits in der Parasitenfauna der Güster diskutierte Feststellung von Poulin (1992) und Zander (1998), dass Spezialisten ihre höchsten Prävalenzen und Intensitäten auf ihrem bevorzugten Wirt erreichen, konnte an diesem Beispiel erneut belegt werden. Der Monogenea wurde im Rahmen der hier vorgelegten Studie auf drei Fischarten detektiert, wobei andere Cypriniden wie die Güster und die Rotfeder geringere Infektionsraten aufwiesen (Anhang V-1.3, V-1.5).

Endoparasiten: Von den insgesamt 18 Parasitenarten konnten in den Rotaugen acht Arten mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Dabei infizierten sechs Parasitenarten den Fisch durch aktives Eindringen, während die anderen zwei Arten durch aufgenommene Nahrung in den Fisch gelangten. Sämtliche hier vorgefundene Digenea erreichten im Rotauge hohe Prävalenzen, insbesondere der Augenschwamm *T. clavata*, welcher eine Kernart des Rotauges darstellt, konnte mit Intensitäten von bis zu 611 Individuen pro Fisch detektiert werden (Tab. 10). Solch hohe Befallshäufigkeiten und -intensitäten der als Cercarie in den Fisch eindringenden Saugwürmer deuten auf eine Lebensweise des Rotauges in der wasserpflanzenreichen Uferregion des Gewässers hin. Die meisten Autoren (Anhang I-1.5) beschreiben das Rotauge als einen Schwarmfisch des Litorals, was hier anhand seiner Parasitenfauna bestätigt werden konnte.

Die bereits oben durch *I. multifiliis* diskutierten Aufenthalte am Gewässergrund können durch die Detektion von zwei Myxozooarten (*Myxozoa muelleri* und *M. oviformis*) wieder aufgegriffen werden. Diese Parasitenarten werden durch Tubificiden übertragen (siehe Abschnitt *A. brama*) und wurden auf den Rotaugen mit geringen Prävalenzen detektiert (Tab. 10). Durch die hohe Befallshäufigkeit von *I. multifiliis* wird die Infektion mit Myxozoa lediglich unterstützend aufgeführt und somit der Aufenthalt am Gewässergrund bestätigt. Als Beleg der pelagischen Lebensweise des Rotauges kann die Infektion mit dem Cestoden *P. scolecina* (P [%]=45,5) sowie mit dem Nematoden *P. ovata* (P [%]=11,4), welche durch die Copepodenaufnahme in den Fisch gelangen, genutzt werden.

Das Rotaugen hält sich als Schwarmfisch in diversen Habitaten des Gewässers auf. Die von Generalisten geprägte Parasitenfauna weist einen Spezialisten (*P. homoion*) sowie drei allgemein auf Cypriniden spezialisierte Arten auf (*D. sphyryna*, *D. paradoxum*, *P. ovata*). Die Parasitenfauna wird durch Arten mit einem monoxenen LZ insbesondere durch Ciliaten geprägt. Die wenig diverse Parasitenfauna ($H'(\text{Endo})=0,338$) wurde zudem stark durch *T. clavata* (Evenness (Endo)=0,141) dominiert.

Scardinius erythrophthalmus: Die im MS gefangenen Fische der Art *Scardinius erythrophthalmus* (n=35) waren überwiegend weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von TL=17,8 cm bei einem Totalgewicht von TG=80,1 g auf (Tab. 3). Das Nahrungsspektrum der Rotfeder setzte sich aus Insektenlarven und Wasserpflanzen zusammen (Tab. 4). Die Rotfeder wies mit insgesamt 23 Parasitenarten die diverseste Parasitenfauna auf. Es konnten sieben Parasitenarten mit einem monoxenen und 16 mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden, wovon sechs Arten den Fisch durch Nahrungsorganismen und zehn durch aktives Eindringen infizierten.

Ektoparasiten: Sämtliche Ektoparasiten wiesen geringe Befallshäufigkeiten auf, lediglich der Crustacea *E. sieboldi* erreichte eine Prävalenz von P [%]=25,7 und belegt die Aufenthalte der Rotfeder am Gewässergrund. Der Nachweis für die Rotfeder als Schwarmfisch kann aufgrund der geringen Befallsintensität mit den beiden Monogenea der Art *D. paradoxum* und *P. homoion* nur teilweise erbracht werden. Ausgehend von der Literatur, wird die Rotfeder deutlich seltener als z. B. das Rotaugen als Schwarmfisch bezeichnet. So beschreiben Müller (1983) und Muus & Dahlström (1990) die Rotfeder als einen Schwarmfisch, wo hingegen Winkler et al. (2007) und Thiel & Thiel (2015) dazu keine Aussage treffen. Die Parasitenfauna der hier untersuchten Rotfedern wies zudem keine Trichodinen auf, was auf einen häufigen Fischkontakt deuten würde. Demnach kann die Rotfeder nur bedingt als ein Schwarmfisch im MS betrachtet werden.

Selten konnten im Rahmen dieser Arbeit Fischegel nachgewiesen werden. Aus den Kiemen der Rotfeder gelang es, ein Exemplar (P [%]= 2,8) der Art *Piscicola geometra* zu isolieren. Besonders häufig können sich die Fische am Gewässergrund oder in Regionen mit starkem Pflanzenbewuchs wie dem Litoral infizieren, wo sich die zwittrigen Egel überwiegend aufhalten (Schäperclaus 1979, Mehlhorn et al. 1992). Nach dem Saugakt lösen sich die Egel vom Wirt, um Eier in Kokons an Wasserpflanzen und Steinen abzulegen (Andrews et al. 2005). Durch das Blutsaugen können Blutparasiten, Bakterien und Viren übertragen werden (Rapp 2010, siehe Kapitel 5.7).

Endoparasiten: Von sämtlichen Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ gelangten acht Arten als Cercarien (Digenea) und zwei Arten als Triactinomyxon-Spore (Myxozoa) durch die Hautpenetration in den Fisch. Neben im MS bereits in anderen Fischarten häufig nachgewiesenen Digeneenarten wie *Diplostomum* spp., *I. platycephalus*, *I. variegatus*, *P. cuticola* und *T. clavata* konnten in der Rotfeder zusätzlich zwei weitere Digeneenarten vorgefunden werden. Die in der Augenlinse parasitierende Art *Posthodiplostomum brevicaudatum* sowie der üblicherweise im Blutsystem der Fische vorkommende Saugwurm *Sanguinicola armata* (LZ siehe Anhang III-4) kamen mit unterschiedlichen Prävalenzen vor. Während die Digenea der Gattung *Posthodiplostomum* zu den Kernarten gehörten und *Diplostomum* spp. als Satellitenarten charakterisiert wurden, gehörten die restlichen Digenea zu den Sekundärarten (Kapitel 4.3.1.1). Sämtliche in der Rotfeder nachgewiesenen Metacercarien belegen eine Lebensweise dieser Fischart im Litoral, da sich die meisten Gastropoda phytophag ernähren und dadurch überwiegend auf Wasserpflanzen im Uferbereich lokalisiert sind

(Schwab 1995). Je nach Temperatur und Schneckengröße können täglich zwischen 15 000-50 000 Cercarien entlassen werden und die Fische im Litoral je nach ihrer Ökologie unterschiedlich stark infizieren (Schäperclaus 1979). Der Befall des Fisches mit Myxozoa der Arten *Myxobolus macrocapsularis* und *M. scardinii*, zeigt die Aufenthalte des Bleis im Benthos auf, da nur dort die Triactinomyxon-Sporen, welche vom Endwirt *Tubifex tubifex* ins Gewässer entlassen werden, den Fisch befallen können (Körting 2006).

Die insgesamt sechs Parasitenarten, welche durch Nahrungsorganismen auf die Rotfeder übertragen werden, belegen die Lebensweise des Fisches im Benthos (*Asymphylogaster tincae*, *Pseudocapillaria tomentosa*, *Raphidascaris acus*) sowie im Pelagial (*C. microcephalum*, *C. micropapillatum*, *P. rischta*). Der eher für Schleie charakteristische Digenea *A. tincae* wird durch die Aufnahme von Gastropoden der Art *Bithynia tentaculata* (L., 1758) und *Radix auricularia* (L., 1758) auf den Fisch übertragen. Laut Glöer & Meier-Brook (1994) sowie Schwab (1995) können die beiden Schneckenarten in tiefere Wasserschichten vordringen und sind nicht vorrangig im Litoral vorzufinden. Der Nematode *Raphidascaris acus* wurde im Rahmen dieser Untersuchung aus den Mesenterien im Stadium einer L3-Larve isoliert, wobei die Rotfeder dem Parasiten als 2. ZW dient. Erste ZW sind Gammariden der Art *Gammarus fossarum* Koch, 1835. Diese Art ist insbesondere in Fließ-, aber auch in Stehgewässern weit verbreitet und kommt überwiegend am Gewässergrund vor, wo sie sich von verwesenden Pflanzen ernähren (Schwab 1995, Amann 2003). Von sämtlichen Parasitenarten, welche die benthische Lebensweise der Rotfeder aufzeigen, erreichte keine Parasitenart die von Dogiel et al. (1958) definierte Prävalenz von $\geq 25\%$ für eine hohe Aussagekraft über die Lebensweise einer Fischart. In Summe indizieren die fünf Parasitenarten, wovon zwei (*A. tincae*, *R. acus*) eine Prävalenz $\geq 20\%$ erreichten, die vermehrten Aufenthalte der Rotfeder am Gewässergrund.

Der Nachweis des Nematoden *P. tomentosa* wird aufgrund seiner pathogenen Sonderstellung besonders hervorgehoben. Laut Moravec (1994) und Anderson (2000) ist der LZ dieses Fadenwurms noch nicht vollständig geklärt, seine hohe Pathogenität für eine Karpfenzucht ist allerdings u. a. durch die beiden Autoren beschrieben worden.

In der Rotfeder gelang der Nachweis der größten Artenvielfalt ($H' \text{ (Endo)}=1,763$), wobei durch den Fisch sämtliche Habitate im Gewässer genutzt wurden. Überwiegend wurde die Rotfeder von Generalisten aber auch von für Cypriniden charakteristischen Arten befallen (*A. tincae*, *D. paradoxum*, *P. homoion*). Lediglich eine Art *M. scardinii* war auf die Rotfeder spezialisiert. Die Parasitenfauna setzte sich aus doppelt so vielen Arten mit einem heteroxenen als mit einem monoxenen LZ zusammen.

Tinca tinca: Die Fische der Art *Tinca tinca* (n=35) waren überwiegend weiblich und wiesen eine durchschnittliche Totallänge von TL=23,8 cm bei einem Totalgewicht von TG=236,5 g auf (Tab. 3). Die Analyse der aufgenommenen Nahrungsorganismen zeigte unter sämtlichen hier untersuchten Fischarten die größte Vielfalt bei der Schleie auf. Insgesamt elf unterschiedliche Nahrungsbestandteile konnten detektiert werden, wobei die Crustacea besonders divers waren (Tab. 4). Es konnten vier Parasitenarten mit einem monoxenen und sechs mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Zwei Infektionen wurden durch hautpenetrierende Cercarien bzw. Triactinomyxon-Sporen hervorgerufen. Durch die Aufnahme von infizierten Nahrungsorganismen kam es zum Befall mit zwei weiteren Parasitenarten. Den letzten Transferweg stellt die Infektion des Fisches durch einen Stich von *A. foliaceus* dar, wodurch eine Parasitenart übertragen wurde.

Ektoparasiten: In der vorliegenden Arbeit wurde bei den Schleien keine Abstrichnahme vorgenommen, wodurch im Folgenden lediglich die metazoischen Ektoparasiten diskutiert werden können. Der artspezifische Hakensaugwurm *Dactylogyrus tincae* wurde aus den Kiemen der Schleie mit einer Befallshäufigkeit von $P [\%]=25,7$ isoliert. Diese Monogenea verbreiten sich von Fisch zu Fisch durch freischwimmende bewimperte Oncomiracidium-Larven, welche aus einem an die Kiemen gehefteten Ei schlüpfen (Mehlhorn et al. 1992). Laut Kollmann (1972) findet die Neuinfektion der Fische überwiegend am Gewässergrund statt. Dazu müssen die Fische nicht besonders nahe zu einander stehen, da die Oncomiracidien aktiv ihre Wirte aufsuchen (Schäperclaus 1979). Ein standorttreuer Bodenfisch wie die Schleie (Winkler et al. 2007) wird demnach leichter aufgefunden als beweglichere Fische. Die bodenorientierte Lebensweise der Schleie kann demnach durch den Befall mit dem Hakensaugwurm *D. tincae* aufgezeigt werden.

Die Infektion mit den Karpfenläusen der Art *A. foliaceus* und *A. japonicus* ist zwar gering ($P [\%]=2,8$ und $P [\%]=5,7$), sie wird hier jedoch unterstützend hinzugezogen, da der Befall mit diesen Crustacea besonders wahrscheinlich im Benthos ist. Der Nachweis der weit verbreiteten Art *A. foliaceus* sowie der Anfang des 20. Jh. aus Ostasien eingeschleppten Art *A. japonicus* ist auf den Schleien dieser Beprobung besonders interessant, da die Karpfenläuse als Überträger für den Nematoden *Skrjabillanus tincae* fungieren (siehe Abschnitt Endoparasiten).

Ergasilus sieboldi bildet mit einer Prävalenz von $P [\%]=97,1$ die Kernart der Schleie. Vernachlässigt man die errechnete Prävalenz von $P [\%]=100$ des Giebels für *E. sieboldi* aufgrund des geringen Probenumfangs, erreicht der Befall der Schleie mit diesem Crustacea die höchste Prävalenz unter sämtlichen damit befallenen Fischarten im MS. Wie bereits im Abschnitt über *A. brama* diskutiert, sind Ergasiliden schlechte Schwimmer, wodurch die Infektion der standorttreuen Schleie mit diesen Krebsen am Gewässergrund besonders wahrscheinlich ist und hier durch die hohen Prävalenzen belegt werden konnte. Laut Schäperclaus (1979) liegen die Gründe für den unterschiedlich starken Befall der Süßwasserfische mit Ergasiliden in der art eigenen Mobilität der Fische. Hohe Schwimmaktivitäten verhindern das Anheften der Parasiten, da sie von der Fiscoberfläche „abgespült“ werden. Bei den hier im Oktober 2011 vorgefundenen überwinterten Weibchen mit Eipaketen handelt es sich um die letzte (evtl. zweite oder dritte) Generation von *E. sieboldi* des Jahres 2011. Durch das Einstellen der Eibildung ab einer Wassertemperatur von $<14,5\text{ }^{\circ}\text{C}$, häufig im Monat Oktober, verringern sich der Nahrungsbedarf des Parasiten und somit die Schädigung des Fisches (Schäperclaus 1979).

Endoparasiten: Die seltenen Aufenthalte der Schleie im Litoral konnten durch die für den Augensaugwurm *T. clavata* vergleichsweise niedrigste Prävalenz von $P [\%]=2,8$ belegt werden. Ein besonderer Übertragungsweg durch die Karpfenlaus *A. foliaceus* konnte anhand des Nachweises des Nematoden *Skrjabillanus tincae* nachvollzogen werden. Die Befallshäufigkeit dieses Parasiten von $P [\%]=28,5$ zeugt von häufigem Saugakt durch die Karpfenlaus und somit von einem hohen Vorkommen dieser im Gewässer. Laut Moravec (2004c) ist *S. tincae* ein Gewebeparasit und aufgrund seines unscheinbaren dünnen sowie sehr langen Körpers besonders schwer zu detektieren. Der LZ des Parasiten ist dem Anhang III-7 zu entnehmen. Dabei muss hervorgehoben werden, dass der Crustacea *A. foliaceus* als **Vektor** bei der Übertragung des Nematoden *S. tincae* fungiert. Als Vektoren bezeichnet man laut Mehlhorn & Piekarski (2002) Lebewesen, welche Pathogene wie Bakterien, Viren oder Parasiten übertragen. Die Karpfenlaus gehört zum Stamm der Gliederfüßer (Arthropoda) und repräsentiert ein im aquatischen Bereich seltenes Beispiel für die Übertragung von Nematoden durch ZW des Stammes Arthropoda. Im terrestrischen Bereich finden Übertragungen von Pathogenen durch Gliederfüßer

häufiger statt. Als Beispiel für Übertragung von Nematoden durch Arthropoden kann die Erkrankung Elephantiasis angeführt werden. Dabei werden durch Mücken der Gattungen *Culex*, *Aedes* und *Anopheles* Fadenwürmer der Art *Wuchereria bancrofti* auf Menschen übertragen, was zu Lymphstauungen und Schwellungen führt (Mehlhorn & Piekarski 2002).

Zwei Parasitenarten (*Thelohanellus pyriformis*, *Khawia baltica*) belegen die Lebensweise des Fisches im Benthos, indem sie den am Gewässergrund lebenden Schlammröhrenwurm *Tubifex tubifex* als Wirt nutzen. Die Befallshäufigkeit der genannten Arten blieb allerdings gering. Der intensive Befall mit dem Digenea *A. tincae* (P [%]=48,5, I=1-306) hingegen resultierte in der zweithöchsten relativen Häufigkeit (pi [%]=71,51), verglichen mit anderen hier untersuchter Fischarten. Generell ist *A. tincae* auf *T. tinca* spezialisiert und kommt selten bei anderen Fischarten vor (Dogiel et al. 1958). Im Rahmen der vorliegenden Arbeit konnte dieser Nachweis erbracht werden. *Asymphylogaster tincae* konnte mit geringeren Prävalenzen (P [%]=20,0) und deutlich geringeren Intensitäten (I=1-11) auch bei der Rotfeder ermittelt werden, was erneut die Annahme belegt, dass im bevorzugten Wirt der Spezialist seine höchsten Befallshäufigkeiten und -intensitäten erreicht (Poulin 1992, Zander 1998). Dadurch, dass dieser Digenea durch Gastropoda der tieferen Wasserschichten übertragen wird (Schwab 1995), belegt der intensive Befall mit *A. tincae* die bodenorientierte Lebensweise der Schleie sowie die Dominanz der Gastropoden im Nahrungsspektrum dieser Fischart. Der geringe Befall mit dem durch Copepoden übertragenen Nematoden *Contracaecum* sp. (P [%]=2,8) zeugt von seltenen Aufenthalten des Fisches im Pelagial.

Mithilfe der durchgeführten Nahrungsanalyse konnten im Magen von *T. tinca* Schuppen anderer Fische nachgewiesen werden, dabei ergab die Literaturrecherche jedoch keine Hinweise auf räuberisches Verhalten der Schleien. Eine mögliche Erklärung kann laut Zander (1998) das Putzverhalten bestimmter Cypriniden wie der Rotfeder und des Rotauges sein. Bei dieser Tätigkeit kann es zur gelegentlichen Aufnahme von Schuppen kommen.

Die Lebensweise der Schleie am Gewässergrund in Kombination mit ihrer geringen Beweglichkeit spiegelt sich in ihrer artcharakteristischen Parasitenfauna wieder. Zu den Spezialisten zählten *D. tincae*, *A. tincae*, *S. tincae*, wobei Arten wie *T. pyriformis* und *K. baltica* auch bei anderen Fischarten parasitieren. Die insgesamt durch Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ dominierte Fauna wies eine geringe Artenvielfalt ($H'(\text{Endo})=0,363$) mit einer Dominanz der Art *A. tincae* (Evenness (Endo)=0,165) auf.

5.2.2 Barschartige und der Europäische Aal

Gymnocephalus cernua: Die im MS gefangenen Fische der Art *Gymnocephalus cernua* (n=35) waren überwiegend weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von TL=12,1 cm bei einem Totalgewicht von TG=19,4 g auf (Tab. 3). Im Nahrungsspektrum des Kaulbarsches war die Großgruppe der Insecta besonders divers, wobei die Larven der Familie Chironomidae (Zuckmücken) besonders häufig aufgenommen wurden (Tab. 5). Insgesamt konnten zehn Parasitenarten mit einem monoxenen und elf mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Es konnten sieben Parasitenarten, welche durch hautpenetrierende Cercarien und drei Arten, welche durch Nahrungsorganismen in den Fisch gelangen, detektiert werden. Eine Parasitenart infizierte den Fisch durch Nachahmung (Mimikry) eines Nahrungsorganismus.

Ektoparasiten: Jeweils sechs protozoische und vier metazoische Parasitenarten mit einer ektoparasitischen Lebensweise konnten auf den Kaulbarschen detektiert werden. Die größte Artenvielfalt konnte in der

Ciliophoragemeinschaft vorgefunden werden. Die einzelligen Satellitenarten *E. lwoffii* (P [%]= 42,8) und *Trichodinella epizootica* (P [%]= 54,2) zeugen vom häufigen Kontakt zu anderen Fischen (Schwarmfisch) sowie der Bodenorientierung des Kaulbarsches. Unter den metazoischen Ektoparasiten steht die als Kernart charakterisierte Parasitenart *E. sieboldi* durch ihre hohen Prävalenzen von P [%]=94,2 ebenfalls für die benthische Lebensweise des Fisches.

Trotz des einmaligen Fundes und somit geringer Befallshäufigkeit mit der Egelart *Helobdella stagnalis* ist dieser Parasit besonders hervorzuheben, da es sich dabei um einen neuen Wirtsnachweis für den Kaulbarsch handelt. Grundsätzlich ist *H. stagnalis* einer der häufigsten Egel in den norddeutschen Gewässern (Jueg & Zettler 2015) und ist eher selten auf Fischen, dafür aber auf Arthropoden, Oligochaeten und Gastropoden anzutreffen (Mishra & Chubb 1969, Malek & McCallister 1984, Tiberti & Gentili 2010). Der hier infizierte Kaulbarsch wurde im Oktober 2011 mit Kiemennetzen gefangen, wobei *H. stagnalis* im Oesophagus vorgefunden wurde. Da der Fisch durch das Kiemennetz keine Möglichkeit hatte den Egel, welcher sonst an Steinen oder Wasserpflanzen sitzt (Schwab 1995), zu erbeuten, ist davon auszugehen, dass *H. stagnalis* in den Kiemen des Kaulbarsches parasitierte und vom Kaulbarsch verschluckt wurde. Möglicherweise handelt es sich um einen überwinterten *H. stagnalis* (Murphy & Learner 1982), welcher seine bevorzugten Wirte nicht auffinden konnte und somit auf den Kaulbarsch ausgewichen ist. Bisher wurde *H. stagnalis* nur auf wenigen Fischen nachgewiesen. Malek & McCallister (1984) wiesen den Egel auf drei Fischarten der Gattungen *Catostomus* (Saugkarpfen), *Hybognathus* (Fam. Cyprinidae) und *Ictalurus* (Katzenwels) in Colorado nach, während Chubb (1970) in seiner Studie diesen Egel in Großbritannien auf Rotaugen detektierte und diese Infektion als „zufällig“ bezeichnete. Laut Grosser et al. (2001) ist *H. stagnalis* häufig in verschmutzten Gewässern anzutreffen und kann als Bioindikator in Kombination mit anderen Egelarten genutzt werden.

Der Befall mit Glochidien (P [%]=17,1) unterstützt die Annahme einer Lebensweise des Kaulbarsches am Gewässergrund. Laut Reichenbach-Klinke (1966) findet die Infektion mit Glochidien überwiegend in Bodennähe statt, da die entlassenen Glochidien sich vorerst im Bodensubstrat befinden und durch Bewegungen des Fisches am Gewässergrund aufgewirbelt werden und sich dann mit ihren Klebefäden an den Fischkiemen festsetzen.

Endoparasiten: Von sämtlichen Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ gelangten sieben Digeneenarten als Cercarien percutan in den Kaulbarsch. Sechs davon gehören für den Fisch zu seinen Kernarten (*Diplostomum* spp., *I. platycephalus*, *I. variegatus*, *T. clavata*, *T. podicipina*) und belegen durch den intensiven Befall die Lebensweise des Kaulbarsches im Litoral. Fünf der genannten Digeneenarten (außer *I. variegatus*) erreichten im Kaulbarsch sogar die höchsten Prävalenzen unter sämtlichen mit diesen Parasitenarten befallenen Fischen im MS. Durch Nahrungsorganismen wurden drei Parasitenarten, ein Cestoda *Proteocephalus cernuae* (1. ZW Copepoda) sowie zwei Nematoda *Camallanus lacustris* (1. ZW Copepoda) und *Eustrongylides tubifex* (1. ZW *Tubifex tubifex*) auf den Fisch übertragen. Insgesamt erreichten die genannten Endoparasiten allerdings nur geringe Befallsintensitäten von weniger als 15%, was kaum Rückschlüsse auf die Lebensweise des Fisches zulässt.

Einen besonderen Fund stellt der **humanpathogene Nematoda *E. tubifex*** dar. Dieser Fadenwurm wurde mit einer geringen Prävalenz von P [%]=5,7 encystiert in der Leibeshöhle vorgefunden. Post mortem sind die *Eustrongylides*-Larven in der Lage, in das Fischfilet zu wandern, um Säugetiere wie den Menschen zu infizieren (z. B. Cooper et al. 1978, Moschu 2014). In Europa wurden beim Kaulbarsch bereits Fadenwürmer der gleichen

Gattung *E. excisus* und *E. mergorum* nachgewiesen. Der Nachweis von *E. tubifex* in *G. cernua* gelang bisher in den Flüssen Wolga, Pruth und Dnister (Johov & Molodjnikova 2008, Moschu 2014). Somit konnte in der hier vorliegenden Arbeit der erste Nachweis von *E. tubifex* im Kaulbarsch für Deutschland erbracht werden, wodurch eine weitere Infektionsquelle unter bereits in Süßwasserfischen nachgewiesenen humanpathogenen Parasiten aufgezeigt werden konnte (siehe Kapitel 5.7).

Einen besonderen Transferweg in den Fisch weist der Digenea *A. lucii* auf. Die Riesencercarien verlassen ihren 1. ZW, den Gastropoden *Galba palustris* (Müller, 1774), und imitieren (Mimikry) schwebend im Wasser die Larven der Familie Culicidae (Stechmücken) (Szidat 1932), welche den Fischen als Nahrungsorganismen dienen. In der hier durchgeführten Nahrungsanalyse erreichten Larven der Zuckmücken (Chironomidae), welche wie die Culicidae zu einer gemeinsamen Teilordnung der Stechmückenartigen (Cilicomorpha) gehören, den höchsten IRI=6 776,62 (Tab. 5). Die Nahrungsanalyse belegt die Ernährung der Kaulbarsche von den Larven der Stechmückenartigen, wodurch die Übertragung des Digenea *A. lucii* nachvollzogen werden kann.

Für den Kaulbarsch konnte sowohl eine sublitorale, also bodenorientierte Lebensweise in den Uferzonen, als auch eine Lebensweise als Schwarmfisch belegt werden. Die höchste Anzahl an Parasitenindividuen (9 827) resultierte in sechs Kernarten, wobei die meisten Parasitenarten Generalisten waren. Die vier Spezialisten (*C. lacustris*, *E. tubifex*, *P. cernuae*, *T. podicipina*) parasitieren überwiegend bei Barschartigen. Die Parasitenfauna wies zudem eine unterdurchschnittliche Artenvielfalt ($H'(Endo)= 1,046$) sowie eine ähnliche Anzahl an monoxenen und heteroxenen LZ auf.

***Perca fluviatilis*:** Die im MS gefangenen Fische der Art *Perca fluviatilis* (n=35) waren überwiegend weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von TL=16,3 cm bei einem Totalgewicht von TG=46,7 g auf (Tab. 3). Im Nahrungsspektrum der Flussbarsche war die Großgruppe der Insecta besonders divers, während Teleostei und Plantae den höchsten IRI bzw. den größten Gewichtsanteil aufwiesen (Tab. 5). Es konnten drei Ektoparasiten mit einem monoxenen und 13 Endoparasiten mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden, wovon jeweils sechs Parasitenarten den Fisch durch aktives Eindringen bzw. durch Nahrungsorganismen infizierten. Eine Parasitenart gelangte durch Mimikry in den Fisch.

Ektoparasiten: In der vorliegenden Arbeit wurden bei den Flussbarschen keine Abstriche der Hautoberfläche und der Kiemen genommen, wodurch im Folgenden lediglich die metazoischen Ektoparasiten diskutiert werden. Einen besonderen Parasitenfund beim Flussbarsch stellt der Hakensaugwurm der Art *Ancyrocephalus percae* dar. Der sich von Fisch zu Fisch ausbreitende Monogenea wurde aus den Kiemen der Flussbarsche mit einer Befallshäufigkeit von P [%]=17,1 isoliert. Dieser als wirtsspezifisch geltende Monogenea wurde in vielen Ländern, wie z. B. in England (Andrews 1979), Russland (Gusev 1985), Finnland (Valtonen et al. 2003) und Litauen (Kirjusina & Vismanis 2007), bereits auf Flussbarschen nachgewiesen. In Deutschland wurde diese neozoische Parasitenart erstmalig im Jahr 2012 im Bodensee durch Behrmann-Godel et al. (2014) wissenschaftlich dokumentiert und konnte auf das erstmalige Vorkommen in dem Gewässer zwischen den Jahren 2008 und 2012 eingegrenzt werden. Laut dieser Studie ist das Ökosystem im Bodensee durch anthropogene Einflüsse geschwächt und demnach besonders anfällig für Ausbrüche, wobei ein Befall des wirtschaftlich wichtigen Flussbarsches mit *A. percae* von bis zu P [%]=97,0 erreicht wurden. Der aggressive Neozoa verursacht auf den Flussbarschen enorme Schäden. Insbesondere der Isthmus (innerer Bereich, zwischen Unterkiefer und Kiemenfilamenten) des Fisches wird von dieser Parasitenart befallen und führt bei

besonders schwerem Aufkommen zur Ablösung des Unterkiefers. In der vorliegenden Arbeit gelang erstmalig der Nachweis von *A. percae* in Norddeutschland und demzufolge zum zweiten Mal deutschlandweit. Ein schwacher Befall mit diesem Parasiten auf den Kiemenfilamenten, wie in der vorliegenden Arbeit, und nicht am Isthmus des Fisches, ist laut den Studien von Molnar & Szekely (1995) sowie Rolbiecki & Rokicki (1996) kein Anzeichen für bevorstehenden Ausbruch. Der auf Flussbarsche spezialisierte *A. percae* kann laut Behrmann-Godel et al. (2014) durch einen Zanderbesatz in das Gewässer eingeschleppt werden. Befinden sich im gleichen Aufzuchtbecken einsömmerige Zander sowie mit *A. percae* infizierte Flussbarsche, besteht die Gefahr, dass *A. percae* für eine kurze Zeitspanne auch bei Zandern parasitiert und durch den Transport bzw. den Besatz so in ein neues Gewässer gelangt. Vermutlich ist also *A. percae* durch Besatzmaßnahmen mit *Sander lucioperca* in den MS eingebracht worden. Der potenziell pathogene Parasit birgt ein hohes Risiko für die Flussbarsche des MS. Insbesondere die Tatsache, dass es sich hier um einen neozoischen Parasiten handelt, dessen pathogenes Potenzial noch weitestgehend unerforscht ist, birgt die Gefahr von Massenausbrüchen, sobald sich auch im MS die ökologischen Bedingungen zugunsten des Parasiten verändern.

Endoparasiten: Von sämtlichen Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ gelangten sechs Digeneenarten als Cercarien durch Hautpenetration in den Flussbarsch. Zwei davon gehörten zu den Kernarten des Fisches (*I. variegatus*, *T. clavata*) und zeigten durch den intensiven Befall die Lebensweise des Flussbarsches im Litoral auf. Dabei erreichte der generalistische Digenea *I. variegatus* seine höchsten Prävalenzen von $P [\%] = 94,2$ unter sämtlichen damit befallenen Fischarten im Flussbarsch. Durch Nahrungsorganismen wurden sechs Parasitenarten auf die Fische übertragen, wobei drei davon ebenfalls zu den Kernarten gehörten. Der im Magen parasitierende Digenea *Bunodera lucioperca*, der Cestoda *Triaenophorus nodulosus* sowie der Nematoda *C. lacustris* gelangten durch diverse Copepoden, welche ihnen als ZW dienen, in den Fisch. Durch die erreichten hohen Befallshäufigkeiten von über 60% belegen diese Parasitenarten die Nahrungsaufnahme des Flussbarsches im Pelagial.

Selten konnten Acanthocephalen in dieser Untersuchung detektiert werden. Als 1. ZW dient für *Acanthocephalus lucii* der Isopoda *Asellus aquaticus*, welcher am Gewässergrund von Seen und Flüssen lebt (Schwab 1995). Die Befallshäufigkeit des Flussbarsches mit diesem Kratzwurm von $P [\%] = 20,0$ belegt die Nahrungsaufnahme der Fische im Benthos. Allerdings ist der Befall zu gering, um regelmäßige Aufenthalte des Flussbarsches am Gewässergrund anzunehmen.

Wie auch beim Kaulbarsch stellt die Infektion mit dem Digenea *A. lucii* den dritten Transferweg in den Fisch dar. Auch hier war der Befall mit diesem Parasiten gering, und es konnte ein Zusammenhang zwischen den aufgenommenen Nahrungsorganismen (Mückenlarven (Nematocera indet.)) und der Infektion mit *A. lucii*, welche als Cercarie die Mückenlarven imitieren, hergestellt werden.

Laut Winkler et al. (2007) bevorzugen jüngere Flussbarsche, vorrangig zusammengeschlossen zum Schwarm, die Uferzonen, während ältere Barsche sich als Einzelgänger mehr im Pelagial aufhalten und sich überwiegend von Fisch ernähren. Anhand der durchschnittlichen Totallänge können die hier untersuchten Flussbarsche mithilfe der Studien von Bauch (1966) und Neumann (2009) auf ein Alter von drei bis fünf Jahren geschätzt werden. Da die Wachstumsgeschwindigkeit je nach Gewässer unterschiedlich ist (Muus & Dahlström 1998), handelt es sich hier um grobe Richtwerte. In diesem Alter halten sich die Flussbarsche immer häufiger in der Freiwasserzone des Gewässers auf. Anhand der Parasitenfauna und der Nahrungsanalyse konnte die laut der oben genannten Literatur beschriebene Lebensweise des Flussbarsches bestätigt werden.

Für die Flussbarsche des MS konnte eine räuberische Lebensweise im Litoral und im Pelagial aufgezeigt werden. Die Parasitenfauna wird durch Generalisten aber auch durch auf Barschartige spezialisierten Parasitenarten dominiert, lediglich *A. percae* parasitiert ausschließlich bei Flussbarschen. Die durch Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ dominierte Parasitenfauna gleicht in ihren ökologischen Parametern stark der Fauna des Kaulbarsches.

Anguilla anguilla: Die Fische der Art *Anguilla anguilla* (n=32) waren überwiegend weiblich und wiesen im Mittel eine Totallänge von TL=55,7 cm bei einem Totalgewicht von TG=310,7 g auf (Tab. 3). Im Nahrungsspektrum der Aale wies die Großgruppe der Insecta den höchsten IRI von 7 0037,58 auf (Tab. 5). Es konnten vier Ektoparasiten mit einem monoxenen und zehn Endoparasiten mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Davon infizierten zwei Parasitenarten den Fisch durch aktives Eindringen, während sieben Arten durch Nahrungsorganismen in den Aal gelangten. Eine Parasitenart wurde aufgrund von Mimikry durch den Fisch oral aufgenommen.

Ektoparasiten: Durch die fehlenden Abstriche der Hautoberfläche und der Kiemen werden im Folgenden lediglich die metazoischen Ektoparasiten diskutiert. Die höchsten Befallshäufigkeiten (P [%]=71,8) unter den Ektoparasiten erreichte der generalistische Crustacea *E. sieboldi*, womit die bodenorientierte Lebensweise des Aals (Muus & Dahlström 1998) belegt werden kann. Die artcharakteristischen Monogenea *Pseudodactylogyrus anguillae* und *P. bini* sowie *Anguillicoloides crassus* sind neozoische Parasitenarten, welche mit den Japanischen Aalen (*Anguilla japonica*) in den 1980er Jahren in die Europäischen Gewässer eingeschleppt wurden (Moravec & Scholz 2015). Die beiden Monogenea konnten in den Kiemen mit Prävalenzen von P [%]=12,5 und P [%]=25,0 festgestellt werden. Die Verbreitung der Monogenea findet durch freischwimmende Oncomiracidium-Larven am Gewässergrund statt (Kollmann 1972, Mehlhorn et al. 1992, Buchmann 2012), was erneut die benthische Lebensweise des Aals aufzeigt. Ein geringer Befall von P [%]=3,1 konnte beim Aal mit *Piscicola geometra*, dem häufigsten Egel Europas, vorgefunden werden (Mehlhorn et al. 1992). Da die Egel sich überwiegend am Gewässergrund bzw. in Bereichen mit starkem Pflanzenbewuchs aufhalten (Schäperclaus 1979, Mehlhorn et al. 1992), ist der Befall mit diesem Parasiten für den Aal charakteristisch.

Endoparasiten: Von sämtlichen Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ bohrten sich zwei Digeneenarten *Diplostomum* spp. als Cercarien durch die Haut in den Aal. Der geringe Befall von lediglich P [%]=6,2 zeugt von seltenen Aufenthalten des Fisches im Litoral, was im Umkehrschluss die zuvor aufgezeigte benthische Lebensweise des Aals unterstützt. Den Transferweg über Nahrung in den Fisch nutzten die meisten, also sieben Parasitenarten. Sämtliche hier nachgewiesene Cestoden sowie Nematoden gelangten durch infizierte Copepoden in den Aal, während der Acanthocephala durch den Isopoda *Asellus aquaticus* den Fisch infizierte. Da sich die meisten Copepoden im Pelagial aufhalten (Dogiel et al. 1958), wird durch die hier vorgefundene Infektion mit *Bothriocephalus claviceps*, *Proteocephalus macrocephalus*, *P. sagittus*, *A. crassus*, *Camallanus lacustris* und *C. truncatus* und ihren Befallshäufigkeiten zwischen P [%]=3,1 und P [%]=78,1 (Anhang V-1.9) die Nahrungsaufnahme im Pelagial belegt.

Die höchste Prävalenz unter den Parasitenarten, welche durch die Nahrungsorganismen Copepoden übertragen werden, erreichte der auf die Aale spezialisierte Schwimmblasenwurm *A. crassus*. Jedes sich in der Schwimmblase befindliche *A. crassus* Weibchen kann bis zu 500 000 Eier beinhalten (Lefebvre et al. 2012). In

den Eiern entwickelt sich das L1- und anschließend das L2-Stadium des Parasiten. Über den Ductus pneumaticus (Schwimmblassengang) gelangt die L2-Larve zum Darmlumen und von dort mit den Faeces ins Freie. In den Copepoden wie z. B. *Macrocyclus fucus* oder Amphipoden wie z. B. *Gammarus pulex* entwickelt sich die invasionsfähige L3-Larve, welche entweder direkt den Aal oder Stapelwirte wie Gastropoda, Insektenlarven oder den Kaulbarsch infiziert (Reimer et al. 1994, Szekely 1994, Lefebvre et al. 2012). Neben der hohen Toleranz des Parasiten gegenüber Salinität und Temperatur liegt die erfolgreiche Ausbreitung dieses Neozoa an der hohen Variabilität der Zwischen- und Stapelwirte (Kirk 2003, Moravec et al. 2005, Taraschewski 2006). Durch die Wanderung der L3- und der L4-Larve im Gewebe des Aals kann es zu Narbenbildungen, Verdickungen der Schwimmblase und einem gestörten Druckausgleich kommen (Szekely 1994, Lefebvre et al. 2012). Aus dem L4-Stadium entwickeln sich in der Schwimmblase adulte *A. crassus* Würmer. Speziell bei der **Laichwanderung** zur Sargassosee ist der Druckausgleich von großer Bedeutung. Der Befall mit den Schwimmblasennematoden wird von vielen Autoren als Grund für den Rückgang der Aalpopulation angesehen. Sjöberg et al. (2009) bestätigten allerdings in ihrer Studie die gleiche Fitness für gesunde und stark infizierte Aale. In anderen Parametern wie der Wanderungsgeschwindigkeit und Vertikalwanderung (zum Druckausgleich) konnten geringe Abweichungen dokumentiert werden. So bevorzugten aufgrund der anspruchsvolleren Vertikalwanderung die mit *A. crassus* stark befallenen Aale eher die Flachwasserbereiche bzw. die Küstennähe. Auf diese Weise gelangten die infizierten Aale mit einer höheren Wahrscheinlichkeit in die in den Flachwasserbereichen aufgestellten Netze (Sjöberg et al. 2009). Die im MS konstatierte Infektion der Aale mit *A. crassus* von $P [\%]=71,8$ bestätigt die durch Wysujack et al. (2014) für die norddeutschen Süßgewässer ermittelten Befallshäufigkeiten der Europäischen Aale mit *A. crassus* zwischen 65-83%. Im deutschlandweiten Vergleich (47-88%) sind die Befallshäufigkeiten der Aale in Norddeutschland als hoch einzuschätzen. Auch wenn die Kondition des Aals durch den Befall mit dem Schwimmblasenwurm nicht direkt beeinträchtigt wird (Knösche et al. 2004), kann die Infektion in der Kombination mit ungünstigen Umweltbedingungen und geringen Sauerstoffkonzentrationen im Wasser zur erhöhten Mortalität der Aale führen (Molnar et al. 1991). Laut Wysujack et al. (2014) gibt es momentan keine realistische Chance, den Befall des Aals mit dem Schwimmblasenwurm zu stoppen, wobei die Ausmaße des Befalls als Vorzeigbeispiel für unkontrollierten, stets präsenten, globalen Organismenaustausch dient.

Die Cestodengemeinschaft des Aals weist neben den zwei artcharakteristischen Bandwurmart *B. claviceps* und *P. macrocephalus* einen besonderen Fund auf. Im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit gelang mit der morphologischen, morphometrischen sowie genetischen Identifikation von *P. sagittus* im weltweit parasitologisch gut untersuchten Europäischen Aal (Jakob et al. 2009b) ein neuer Wirtsnachweis. Die große Ähnlichkeit innerhalb der Gattung *Proteocephalus* führte oft zur Synonymisierung bestimmter Arten, wie z. B. zwischen *P. sagittus* und *P. torulosus* (Scholz et al. 2017). Nach der Neubeschreibung durch Scholz et al. (2003) konnten die beiden Arten deutlich voneinander unterschieden werden. Europaweit wurden aus der Gattung *Proteocephalus* lediglich *P. macrocephalus* und *P. percae* im Aal nachgewiesen (Jakob et al. 2009b). Bisher wurde *P. sagittus* lediglich in der Bachschmerle (*Barbatula barbatula*) bzw. im Steinbeißer (*Cobitis taenia*) detektiert (Scholz et al. 2003, Scholz et al. 2017). Die Befallshäufigkeit von $P [\%]=31,2$ belegt keine „zufällige“ oder „seltene“ Infektion, sondern die Fähigkeit des Bandwurms, auch den Aal als EW zu nutzen (siehe Anhang III-6, Messungen gravider Proglottiden). Bedingt dadurch, dass beide Fischarten, sowohl die Bachschmerle als auch der Steinbeißer im MS vorkommen (IGB 2004, biota/StALU MM 2014), ist dieser Cestoda im Gewässer

grundsätzlich präsent und weist durch den Befall des Aals somit eine geringere Wirtsspezifität in Bezug auf seinen EW auf, als von Scholz et al. (2003) zuvor angenommen wurde.

Auch im Europäischen Aal konnten drei Transferwege für Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden. Wie auch die anderen Raubfische nimmt der Aal als Nahrungsorganismen vermehrt Insektenlarven auf (Tab. 5). Die Cercarie des Saugwurmes *A. lucii* gelangte durch Nachahmung einer Mückenlarve in den Fisch und erreichte im Aal die vergleichsweise höchsten Prävalenzen von $P [\%] = 21,8$ unter den drei damit befallenen Fischarten.

Zusammenfassend wird die Parasitenfauna des Europäischen Aals, welcher die Zeit zwischen seinem vierten und zwölften Lebensjahr (je nach Geschlecht, Gewässer usw., Muus & Dahlström 1998, Winkler et al. 2007) im Süßwasser verbringt, nach Moravec & Scholz (2015) stark durch die unspezifischen Parasitenarten der im Gewässer bereits vorhandener Fischfauna bestimmt. Im Vergleich zu Aalen in Küstengewässern ist *A. anguilla* aus den Binnengewässern deutlich stärker mit den Cestoden der Art *P. macrocephalus* und *B. claviceps* sowie mit dem Crustacea *E. sieboldi* befallen (Tesch 1999). Dies konnte für die hier ermittelten Befallshäufigkeiten der genannten Parasitenarten im Vergleich mit publizierten Prävalenzen in Küstengewässern von Jakob et al. (2009b) bestätigt werden.

Die artspezifische Parasitenfauna des Aals zeigte seine benthische Lebensweise im MS auf. Generell konnten wenige Generalisten, dafür viele Spezialisten nachgewiesen werden. Die relativ diverse Parasitenfauna ($H' (\text{Endo}) = 1,138$) wird stark durch den Nematoden *A. crassus* ($E (\text{Endo}) = 0,431$) dominiert, wobei insgesamt mehr Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ vorgefunden wurden.

5.2.3 Stadium des Digenea *Azygia lucii* im Wirt

Der Digenea *Azygia lucii* wurde im Magen bzw. auf den Kiemen (siehe Anhang III-4) des Kaulbarsches vorgefunden. Der 1. ZW dieses Digenea ist u. a. der Gastropoda *Galba palustris* (Szidat 1932). Laut Szidat (1931) und Dogiel et al. (1958) findet die Entwicklung von *A. lucii* zum Adulten ausschließlich im Endwirt Hecht (*Esox lucius*) statt, in anderen Fischarten, welche dem Hecht als Beutefische dienen, verbleibt *A. lucii* in ihren Mägen in einem präadulten Stadium. Fische wie Kaulbarsch, Flussbarsch, der Europäische Aal und andere sind für den Parasiten demnach Stapelwirte. Diese Wirte sind für die Helminthen für die Verminderung von Verlusten auf dem Wege zum nächsten obligaten Wirt von Bedeutung (Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Zander 1998). Rohde (1973) definierte ein präadultes Stadium eines Aspidogastrea *Lobatostoma manteri* Rohde, 1973 als ein vollentwickeltes Stadium mit ausgewachsenen Geschlechtsorganen sowie bereits vorhandenen Spermien und Eiern, wobei diese nicht reif sind. Szidat (1931) beschreibt sogar ein Cercarienstadium der Art *Cercarie macrostoma* (isoliert aus einer Schnecke der Art *Campeloma* sp.), in welchem neben entwickelten Geschlechtsorganen bereits eine Eiproduktion stattfindet. Laut Mehlhorn & Piekarski (2002) findet am Ende der Entwicklungsphase einer digenetischen Metacercarie die Differenzierung der Geschlechtsorgane statt. Allerdings gibt es hier keine Information zum Entwicklungsstand der Eier. Eine Differenzierung zwischen einem präadulten und einem adulten Individuum der Art *A. lucii* wurde von keinem Autor bisher vorgenommen. Zander (1998) fügt an, dass in Gebieten, in welchen der Endwirt Hecht selten ist, Fischarten der Gattung *Perca* als Endwirte dienen können. Dieser Aussage liegt die Studie von Dogiel (1947) zugrunde, in welcher der endemische Barsch *Perca schrenkii* im Balkasch See (Kasachstan) als Endwirt für *A. lucii* nachgewiesen wurde. Dies steht im Widerspruch zu Dogiel et al. (1958), wo explizit darauf verwiesen wird, dass ausschließlich der

Hecht für den Parasiten der Endwirt sein kann. In einer späteren Veröffentlichung formuliert Dogiel (1964) die zuvor strikte Trennung zwischen dem Adulten im Hecht und Präadulten z. B. im Flussbarsch als eine von ökologischen Bedingungen abhängige Entwicklung des *A. lucii*. Dabei verbleibt im Flussbarsch der Parasit kleiner als im Hecht, und die Anzahl an produzierten Eiern ist deutlich geringer.

Offensichtlich haben demnach die präadulten Stadien die Fähigkeit, auch in anderen Fischarten die Geschlechtsreife zu erlangen. Dollfus führte bereits 1927 den Begriff der **Progenese** (Vorentwicklung) für die Trematoden ein. Dabei sind bestimmte Metacercarien in der Lage, ihren LZ zu verkürzen, um bereits im 2. ZW geschlechtsreif zu werden. Diverse Studien wie Lebour (1916), Buttner (1951) und Schulmann-Albova (1952) belegen die Fähigkeit von Metacercarien zur Progenese bei bestimmten Digeneenarten. Serkova & Byhovskiy (1940) bewiesen experimentell, dass sich die Eier von der progenetischen Metacercarie der Art *Asymphylogodora progenetica* in Mollusken der Art *Bithynia tentaculata* weiterentwickeln. Lefebvre & Poulin (2005) präzisierten den Begriff der Progenese bei Trematoden und fügten hinzu, dass es sich neben der Vorentwicklung der Geschlechtsorgane auch um die somatische Entwicklung des Parasiten im „Nicht-Endwirt“ handelt. Zudem fassten die Autoren 79 progenetische Trematodenarten zusammen, wobei bei einer fakultativen Progenese insgesamt 45 Fischarten als Endwirte verzeichnet wurden. Nachweise über die progenetische Entwicklung der Metacercarien der Art *A. lucii* fehlen in der Literatur bisher gänzlich.

Den hier vorgenommenen Vermessungen der Eier nach (Anhang III-4) handelt es sich um ausgereifte Eier, da diese in einem adulten *A. lucii* die gleiche Größe aufwiesen (Bauer 1987). Es konnte in der gesamten Untersuchung lediglich ein Exemplar mit Eiern nachgewiesen werden. Um die hier dargelegte Annahme des vorzeitigen Reifens des Digenea bzw. dem Fungieren von anderen Fischarten als EW zu bestätigen, wurden *A. lucii* aus der Masterarbeit von Blank (2015) auf die Anwesenheit von Eiern untersucht. Die Digenea wurden aus *Perca fluviatilis* (Drewitzer See und Krakower See in MV) durch Cathrin Blank isoliert und in Glycerinpräparaten fixiert. Die unter dem neuen Gesichtspunkt untersuchten Präparate enthielten 15 Individuen der Art *A. lucii*, dessen Uteri mit Eiern gefüllt waren. Die Messungen stimmten mit den Messwerten der Literatur sowie den eigenen Messwerten überein (Anhang III-4). Laut der Definition von u. a. Mehlhorn & Piekarski (2002) erreichen die Parasiten im Endwirt ihre Geschlechtsreife, während sie in Stapelwirten im infektiösen und ungeschlechtlichen Stadium „verharren“ und keine Geschlechtsorgane ausbilden. Durch die im Uterus von *A. lucii* anwesenden Eier können die hier aus dem Kaulbarsch isolierten Digenea laut Definition als „Adulte“ bezeichnet werden. Falls es sich jedoch um eine Progenese handelt und man diese Stadien von Adulten differenzieren muss, schlagen Lefebvre & Poulin (2005) vor, diese Stadien weiterhin als „progenetische Metacercarien“ zu bezeichnen.

Die Problematik des Stadiums von Digenea *A. lucii* trifft auch auf die aus dem **Europäischen Aal** isolierten Exemplare zu. Bei den hier detektierten Saugwürmern deuten die noch nicht vollständig ausgebildeten Geschlechtsorgane sowie die fehlenden Eier auf ein präadultes Stadium hin. Allerdings kann hier nicht ausgeschlossen werden, dass dieser Digenea weitere Entwicklungsschritte durchläuft. Aale sind Beutefische von ausgewachsenen Hechten. Dadurch könnte der Aal lediglich ein Stapelwirt für *A. lucii* sein, in welchem keine Geschlechtsreife erreicht wird. Moravec (1985) untersuchte im Macha See in der damaligen Tschechoslowakei Europäische Aale, bei welchen die Digenea *A. lucii* eine Körperlänge von 3-7,5 mm aufwiesen. Der Uterus der Saugwürmer war mit Eiern gefüllt. Moravec (1985) machte allerdings keine Angaben zum Parasitenstadium. In der Veröffentlichung Moravec & Scholz (2015) bezeichneten die Autoren den Aal, aber auch Flussbarsche und

Zander als **Nebenwirte** für *A. lucii*. Dabei wird der Hecht vom Parasiten als Endwirt stets bevorzugt (Hauptendwirt), während die zuvor geltenden Stapelwirte jetzt als Neben- (End)wirte dienen können, in welchen die Parasiten auch ihre Geschlechtsreife vollziehen können.

Im Rahmen der hier durchgeführten Untersuchung konnte auch aus dem **Flussbarsch** ein einziges Exemplar von *A. lucii* isoliert werden, es wurde kein Präparat dieses Exemplars angefertigt, sodass das Reifestadium hier nicht diskutiert werden kann (der Parasit wurde für eine genetische Analyse in 99,8% Alkohol gelagert).

Laut LFA (2002) und IGB (2004) sowie Blank (2015) kommt der Hecht im Malchiner See sowie im Krakower See häufig vor. Der im Jahr 2014 erschienene Bericht des Instituts für ökologische Forschung und Planung GmbH/ Staatliches Amt für Landwirtschaft und Umwelt Mittleres Mecklenburg (biota/StALU MV 2014) gibt bekannt, dass Entwässerungsmaßnahmen der Überflutungsflächen zu Zerstörungen wichtiger Laichgründe des Hechts geführt haben. Eine Jahresangabe dieser Feststellung fehlt allerdings. Eine Aussage über eine Veränderung des Hechtbestandes im Malchiner See im Jahr 2011 (Probennahme) liegt somit nicht vor, wodurch weiterhin vom häufigen Hechtvorkommen ausgegangen wird. Damit gibt es für den Parasiten einerseits keinen Grund, auf andere Fischarten auszuweichen. Andererseits verkürzt der Parasit durch die Vorentwicklung sein LZ, was zu einer schnelleren Reproduktion und einem vermehrten Aufkommen dieser Art im Gewässer führt. Die Fähigkeit, nicht nur sein LZ zu verkürzen, sondern für die Vermehrung auch diverse Wirte zu nutzen, kann für die wirtschaftlich wichtige Fischart Hecht eine höhere Befallsintensität mit dieser Parasitenart bedeuten. Die Folgen eines intensiven Befalls sind durch den Saugakt verursachte Magengeschwüre (Schäperclaus 1979). Die Kenntnis sämtlicher fakultativer Übertragungsmöglichkeiten wie im Fall *A. lucii* ist für die richtige Einschätzung der Epidemiologie im Malchiner See von großer Bedeutung.

Die Aussage von Zander (1998) über die Nutzung der Stapelwirte zum Heranreifen des Adultus bei Abwesenheit vom EW Hecht im Gewässer impliziert die Fähigkeit des Parasiten zu erkennen, ob sein Endwirt im Gewässer vorhanden ist, was einem parasitischen Organismus nicht zugesprochen werden kann. Zudem gelten in den Untersuchungsgewässern Malchiner See und Krakower See die Hechte als häufige Fischarten, wodurch dieser Faktor ausgeschlossen werden kann. Durch den üblichen Sitz des Parasiten als Metacercarie bzw. Präadultus im Magen der Stapelwirte ist das Heranreifen von Eiern jederzeit möglich. Ungeklärt bleiben die auslösenden ökologischen Faktoren, welche den Parasiten veranlassen, vorzeitig adult zu werden.

Generell ist die fehlende Deutung der Anwesenheit der Eier im Uterus von *A. lucii* in Stapelwirten unter Anwendung der Möglichkeit eines progenetischen Stadiums oder einer geringeren Wirtsspezifität des Parasiten als offensichtliche Wissenslücken zu betrachten. Zudem blieb bisher neben entwicklungsrelevanten ökologischen Faktoren, die Differenzierung zwischen präadulten und adulten *A. lucii* weitestgehend unerforscht.

5.2.4 Bewertung des Malchiner Sees

Die meisten Parasitengemeinschaften der hier untersuchten Fischarten wurden durch generalistische Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ dominiert. Dabei konnte nachgewiesen werden, dass die Fische diverse Habitate wie das Litoral, Pelagial und Benthos im Gewässer präferieren. Die hier erzielten Ergebnisse stimmten mit denen aus einer Studie des Leibniz-Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei (IGB 2004), in welcher Fischgemeinschaften von 67 Seen in MV durch den Fang mit Kiemennetzen und Elektrofischerei untersucht wurden, größtenteils überein. In der Studie wurden Fischgemeinschaften des

Litorals, Pelagials und Benthals beprobt, um die Habitate der Fische zu analysieren. Der Vorteil der Analyse einer Fischparasitenfauna ist allerdings die Reflektion von gleichzeitig mehreren durch den Fisch genutzten Habitaten im Gewässer. Im Vergleich dazu wird durch eine Elektrofischereibeprobung in den jeweiligen Gewässerabschnitten lediglich eine Momentaufnahme der Fischgemeinschaft beleuchtet.

Anhand der unterschiedlichen Befallsintensitäten können nicht nur Aussagen zum Lebensraum der Fische, sondern auch zum Vorkommen von weiteren Wirten (Invertebraten und Vögeln) sowie zur Gewässerbelastung getroffen werden. Bereits mehrere Autoren bewerteten ein hohes Aufkommen von Mollusken als einen Indikator für eine Gewässereutrophierung (Zaostrovzeva 2007, Valdovinos & Balboa 2008, Horak & Kolarova 2011). Der hohe Nährstoffeintrag in den MS kommt zum einen aus dem Abwasser der Kläranlagen. Zum anderen werden aus den umliegenden Äckern Phosphate und Stickstoffverbindungen, welche das Algenwachstum fördern, in den See eingebracht. Dies hat positive Auswirkungen auf die Vermehrung von Mollusken, da diese die abgestorbenen Pflanzen zersetzen. Das Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und Verbraucherschutz MV (LU MV 2015) schätzte den MS bereits als „stark hypertroph“ ein. In Kombination mit vielen flachen Uferbereichen des insgesamt aufgrund der geringen Tiefe als Flachsee bezeichneten Gewässers (biota/StALU MM 2014), werden den Gastropoden der Gattungen *Lymnea*, *Planorbis* und *Radix*, welche den Parasiten der Gattungen *Diplostomum* und *Tylodelphys* als ZW dienen, bevorzugte Habitatstrukturen geboten. Die vielfältige Avifauna (Vogelschutzgebiet, siehe Kapitel 3.2.1) am MS beinhaltet auch piscivore Vögel der Familien Laridae (Möwen), Ardeidae (Reiher) und Podicipedidae (Lappentaucher), welche den Digenea als EW dienen und ihren LZ schließen. Die hohen Befallsintensitäten der Fische mit Digenea konnten eine hohe Abundanz an Mollusken und piscivoren Vögeln am MS aufzeigen.

Laut Palm & Dobberstein (1999) steigen bei einer Erhöhung der Bakterienmasse im Gewässer die Prävalenzen und Intensitäten von Trichodinien, da sich diese von Bakterien ernähren. Aufgrund der geringen Befallshäufigkeiten und -intensitäten der in dieser Untersuchung vorgefundenen Trichodinien kann nicht auf eine erhöhte Bakterienmasse geschlossen werden. Berücksichtigt man ebenfalls die gute Kondition der Fische im MS (verglichen mit Durchschnittswerten in Baur et al. 2010) sowie die niedrigen Prävalenzen und Intensitäten anderer Ektoparasiten (Tab. 6), kann keine starke Belastung des MS gedeutet werden.

Innerhalb der heteroxenen LZ findet der Transferweg von Parasiten in den Fisch häufig durch die Nahrungsorganismen statt. Im MS wurden insgesamt 38% (26 von 68) sämtlicher Parasitenarten durch die Nahrung auf den Fisch übertragen. Dabei nutzten von den insgesamt 26 Parasitenarten 69% (18 von 26 Arten) den Fisch als EW (Digenea (2), Cestoda (8), Nematoda (7), Acanthocephala (1)).

Anhand der nachgewiesenen Parasitenfauna konnten dominierende ZW, welche die parasitären Stadien verbreiten, bestimmt werden (Abb. 18). Demnach gehören Copepoden und Oligochaeten zu den häufigsten ZW im MS. Die Oligochaeten sind tolerant gegenüber Sauerstoffmangel und vermehren sich bevorzugt in Gewässern mit einer hohen Trophiestufe (Schwab 1995, Coulibaly 2007). Durch den zweithöchsten Anteil der Schlammröhrenwürmer als ZW (15%) kann somit die erhöhte Trophie des MS aufgezeigt werden.

Die hohe Anzahl an Parasitenarten mit heteroxenen LZ im Gewässer indiziert stabile und unbelastete Gewässer (Diamant et al. 1999). Da sich insbesondere die anthropogen bedingten Nährstoffbelastungen auf die potenziellen ZW auswirken (Pietroock & Marcogliese 2003), ist mit einer hohen Anzahl an komplexen LZ wie im MS eine hohe Diversität an ZW wie z. B. den in Seen häufigen Copepoden (Marcogliese 1995) verbunden. Zum einen hängt somit die hohe Diversität an Parasitenarten in einem Süßgewässer mit der hohen Anzahl an

unterschiedlichen Nischen zusammen (Dzikowski et al. 2003b). Zum anderen weisen häufig vorkommende Fischarten, wie die hier untersuchten Zielfische, auch eine diversere Parasitenfauna auf als seltene Fischarten (Dogiel et al. 1958). Insgesamt kann für den MS eine hohe Habitatvielfalt verzeichnet werden.

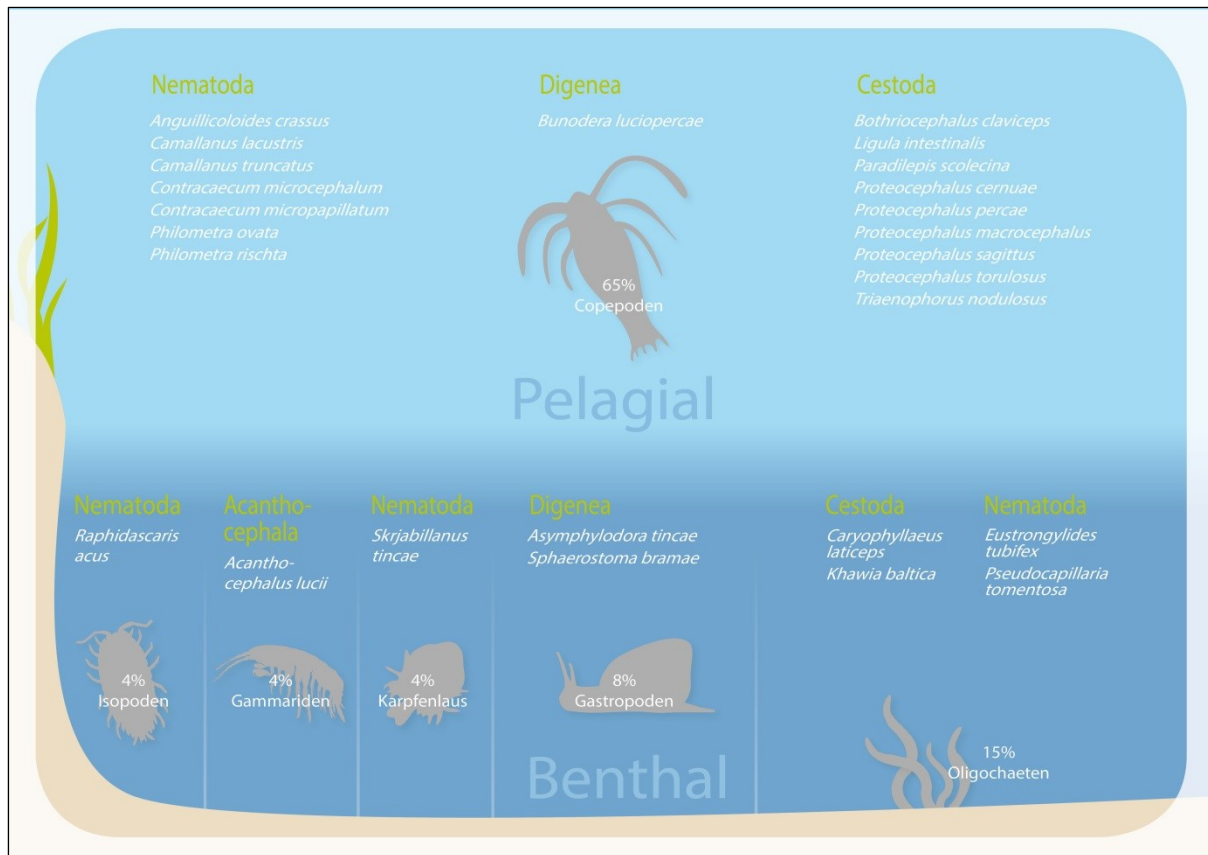


Abb. 18: Parasitenarten und die Nahrungsorganismen durch welche sie auf die Fische übertragen werden. Der prozentuale Anteil gibt an, zu welchem Anzeil der jeweilige ZW genutzt wurde

Allgemein gilt: Je mehr morphologische Veränderungen ein Parasit in einem Wirt vollziehen muss, desto spezifischer ist der Parasit auf diesen Wirt angepasst. Eine passive Aufnahme durch Nahrungsorganismen steht dabei für eine geringe Spezialisierung und ein damit verbundenes breites Wirtsspektrum (Dogiel et al. 1958). Digenea gelten dabei als besonders spezifisch für ihre 1. ZW, das Einbohren durch die Haut ihres zweiten ZW hingegen zählt zum weniger spezialisierten Auffinden des Wirtes. Der große Anteil an durch Nahrung aufgenommenen Parasitenarten im MS steht demnach eher für generalistische Parasitenarten. Allerdings konnte auch eine hohe Anzahl an spezialisierten Cestoda und Nematoda, welche durch die Nahrung in den Fisch gelangten, nachgewiesen werden. Diese nutzen den Fisch als EW und sind zum großen Teil laut Dogiel et al. (1958) und Zander (1998) auf diesen spezialisiert. Als Fischarten mit einer besonders spezifischen Parasitenfauna konnten im MS der Europäische Aal sowie die Schleie bestimmt werden, was nach Dogiel et al. (1958) stark mit ihrer Lebensweise zusammenhängt. Während beim Aal die Parasiten, genauso wie der Fisch, starke Salzgehaltsschwankungen tolerieren müssen (euryhalin), ist bei der Schleie ihre wenig mobile und bodenorientierte Lebensweise der Grund für die hohe Anzahl an Spezialisten.

Zusammengefasst konnte für den MS eine hohe Diversität an Habitatstrukturen durch die Dominanz der heteroxenen LZ der Fischparasiten bestätigt werden, was sich mit den Ergebnissen des Instituts für ökologische Forschung und Planung GmbH/Staatliches Amt für Landwirtschaft und Umwelt Mittleres Mecklenburg deckt

(biota/StALU 2014). Dabei wurde bezüglich der Ausbildung der lebensraumtypischen Habitatstrukturen sowie der vorkommenden charakteristischen Arten der MS mit dem Erhaltungszustand „B“ (gut) bewertet. Die Bewertung wurde nach der Fauna-Flora-Habitat-Richtlinie durchgeführt (FFH-Richtlinie 92/43/EWG). Der „starke polytrophe“ Zustand, welcher durch das Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und Verbraucherschutz MV (LU MV 2015) im See festgestellt wurde, kann anhand der Parasitenfauna nicht aufgezeigt werden. Dies ergibt sich aufgrund der recht gleichmäßigen Anzahl und Verteilung der nachgewiesenen metazoischen Parasitenarten, was über den Wert der Evenness der unterschiedlichen Fischarten aufgezeigt werden konnte (im Durchschnitt $E(Total)=0,578$). Keinesfalls konnte eine Dominanz von einigen wenigen, mit im Verhältnis sehr hoher Individuenanzahl vorkommenden Parasitenarten nachgewiesen werden. Ungeachtet der geringen Befallsintensität mit Ektoparasiten deutet die Dominanz der generalistischen Parasitenarten im Gewässer auf eine Eutrophierung hin (Poulin 1992a, Dusek et al. 1998, Zander & Reimer 2002).

Die im Kapitel 4.3.2.1 durchgeführte Kategorisierung der Fischarten anhand der Großgruppen in ihren Parasitenfaunen sowie die Ergebnisse aus der Multivariaten Analyse (Kapitel 4.3.2.3) stimmten nur teilweise mit der anhand der Parasitenfauna aufgezeigten Lebensweise der **Cypriniden** überein. Trotz der zuvor in den genannten Kapiteln festgestellten hohen Übereinstimmungen in den Parasitenfaunen des Bleis und des Ukeleis konnten für diese Fischarten keine repräsentativen Überschneidungen in ihren Lebensweisen festgestellt werden. Die zuvor aufgezeigte Ähnlichkeit in der Parasitierung zwischen der Güster und dem Rotaugen hingegen kann aufgrund ihrer Lebensweise im Litoral des Gewässers belegt werden. Die durch die SIMPER-Analyse ermittelte Ähnlichkeit sowie die starke Gruppierung der Parasitenfaunen im MDS Plot zwischen den beiden Fischarten können somit deutlich auf eine ähnliche Lebensweise der Fischarten zurückgeführt werden. Für die Fischarten, welche im Kapitel 4.3.2.1 zu einer **Sonderkategorie** zusammengefasst wurden, konnte auch anhand der Multivariaten Analyse keine Ähnlichkeit mit anderen untersuchten Fischarten detektiert werden. Die in diesem Kapitel für den Giebel, die Rotfeder sowie die Schleie aufgezeigte Lebensweise bzw. die Herkunft im Fall des Giebels erklärt die zuvor zugewiesene Sonderstellung dieser Fischarten. Die im Kapitel 4.3.2.1 durchgeführte Kategorisierung der Fischarten sowie die Ergebnisse aus der Multivariaten Analyse (Kapitel 4.3.2.3) stimmen mit der durch die Parasitenfauna aufgezeigten Lebensweise der **Raubfische** überein. Die durch die SIMPER-Analyse ermittelte Ähnlichkeit in der Parasitierung zwischen dem Kaul- und Flussbarsch kann aufgrund ihrer Lebensweise im Litoral des Gewässers bestätigt werden. Der Europäische Aal wurde im Kapitel 4.3.2.1 zu einer Sonderkategorie gezählt, was unmittelbar mit seiner benthischen Lebensweise sowie seiner artcharakteristischen Parasitenfauna zusammenhängt.

Der MS konnte anhand seiner generalistischen Fischparasitenfauna als ein eutrophes Gewässer mit einer hohen Habitatvielfalt charakterisiert werden. Zudem konnten mithilfe der Parasitenfauna die unterschiedlichen Lebensweisen der Fische aufgezeigt werden, wodurch sich die **Hypothesen I, II und z. T. Hypothese III** bestätigen lassen. Die erhöhte Trophie des MS konnte anhand des hohen Aufkommens von Gastropoden und Oligochaeten indiziert werden.

5.3 Parasitenfauna der Fische in Süßgewässern von MV

Auf Grundlage der Untersuchungen von Parasitenfaunen der häufigsten Fischarten in Binnengewässern von MV lässt sich für die Gewässerkategorie „Großsee“, zu welcher der MS (>1 000 ha) gehört, folgendes Schaubild als charakteristisch annehmen (Abb. 19) (IGB 2004, Diekmann et al. 2005, LALLF MV 2016).

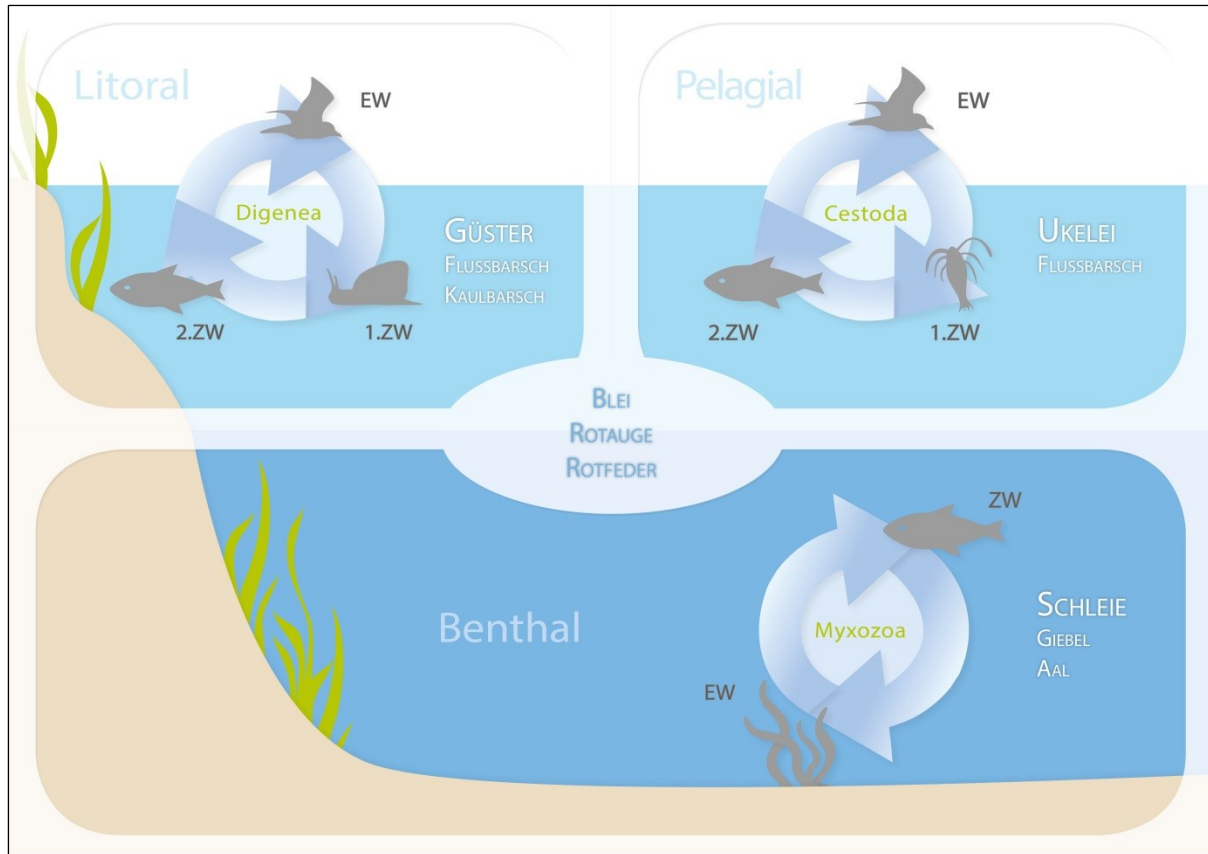


Abb. 19: Lebensweisen von häufigen Süßwasserfischen aufgezeigt anhand ihrer Parasitenfauna inkl. drei Lebenszyklen von heteroxenen Parasitenarten. EW: Endwirt, ZW: Zwischenwirt

Anhand der Parasitenfauna konnte bestimmten Fischarten besonders deutlich eine Präferenz für eine Gewässerzone zugeordnet werden. Dabei wies die Güster eine charakteristische Parasitenfauna eines im Litoral lebenden Fisches auf, während der Ukelei als ein Fisch des Pelagials und die Schleie als ein Fisch des Benthals definiert werden konnten. Für sechs von zehn Fischarten konnte anhand ihrer Parasitenfauna das Litoral als Lebensraum aufgezeigt werden. Die Fische Blei, Rotaugen und Rotfedern hielten sich zu gleichen Teilen in allen drei Zonen auf, wodurch sie im Zentrum der Abbildung 19 angeordnet wurden. Omnivore und häufig vorkommende Fischarten, welche diverse Habitate im Gewässer nutzen, akkumulieren die meisten Parasitenarten (Palm et al. 1999, Simkova et al. 2001b). Dies konnte in der vorgelegten Untersuchung insbesondere für die Rotfeder belegt werden.

Allerdings gibt es auch widersprüchliche Hinweise aufgrund der Parasitierung, welche sich nicht ohne weiteres auflösen lassen. Die in Kapitel 4.3.2.1 und 4.3.2.3 festgestellten starken Ähnlichkeiten innerhalb der Parasitenfaunen zwischen Blei und Ukelei können aufgrund ihrer unterschiedlichen Lebensweisen nicht erklärt werden. Betrachtet man die parasitologischen Untersuchungen von *A. brama* in diversen Süßwasserhabitaten in Studien von Kirjusina (2004), Rückert et al. (2007) und Tschukalova (2008), konnten große Übereinstimmungen mit den hier erzielten Ergebnissen festgestellt werden. Mithilfe der Parasitenartenlisten der

im Blei vorgefundenen Parasitenarten in den genannten Studien kann für die omnivore Fischart die Nutzung diverser Gewässerzonen nachvollzogen werden. Die Untersuchung der Parasitenfauna des Ukeleis durch Kirjusina (2004) zeigt eine pelagische Lebensweise dieser Fischart auf, was die hier vorgelegten Ergebnisse bestätigt. Eine stärkere Verschiebung der Habitatspräferenz des Bleis in Richtung des Pelagials sowie des Ukeleis in Richtung des Litorals, als hier mithilfe der Multivariaten Analyse sowie den parasitologischen Standardindices aufgezeigt werden konnte, ist eine mögliche Erklärung für die widersprüchlichen Ergebnisse.

Generell wird laut Dogiel et al. (1958) die Parasitengemeinschaft in einem Gewässer einerseits „zufällig“ auf der Grundlage der vorhandenen Wirte gebildet. Andererseits unterstreichen die Autoren die für einen Großsee charakteristische hohe Diversität der Zwischenwirtfauna. Diese konnte in der im MS vorgefundenen Parasitenfauna aufgrund der hohen Anzahl an Parasitenarten mit einem heteroxenen LZ von 63% (43 von 68) nachvollzogen werden. Einen weiteren Faktor, welcher die Parasitenzusammensetzung in einem Gewässer bestimmt, stellt die Dominanz von bestimmten Fischarten dar. Laut Dogiel et al. (1958) und Moravec (1985) bestimmen in einem Gewässer häufig vorkommende Fischarten maßgeblich die gesamte Parasitengemeinschaft des Gewässers. Dadurch wird die Parasitenfauna von eingeschleppten, eingewanderten bzw. besetzten Fischarten wie dem Giebel oder dem Aal größtenteils durch die im Gewässer bereits vorherrschende Parasitenfauna gebildet. Seltene Fischarten weisen demnach stets eine geringere Parasitendiversität bei einer geringen Befallsintensität auf, was am selten vorkommenden Giebel aufgezeigt werden konnte. Darüber hinaus wird die Zusammensetzung einer Parasitenfauna an jedem Standort, also dem Makrohabitat des Parasiten, vorwiegend durch die direkte Umgebung des Gewässers und seine Morphometrie, den vorherrschenden Umweltbedingungen, die Wasserqualität sowie durch Habitat- und Faunendiversität des Ökosystems bestimmt.

Durch die vorliegende Arbeit konnte eine Dominanz der **Generalisten** in den meisten Parasitenfaunen vorgefunden werden. Dies lässt sich einerseits auf die zunehmende Eutrophierung sämtlicher Gewässer nicht nur in MV, sondern europaweit zurückführen. Andererseits aber kann die generalistische Zusammensetzung durch die charakteristische Gewässerlandschaft MVs, also einen Wechsel von Seen und Fließstrecken (Winkler et al. 2007), und somit oft fehlender Isolierung der Ökosysteme begründet werden. Dies resultiert im Fehlen von Leitfischarten und wirkt sich negativ auf die spezialisierten Parasitenarten durch die Dominanz von eurytopen Fischarten aus.

Die durch Äcker geprägte Umgebung, die Anbindung an andere Gewässer, die fischereiliche Bewirtschaftung sowie das Fehlen von außerordentlichen Ereignissen zum Zeitpunkt der Beprobung, wie einmalige und extreme Umweltveränderungen bzw. anthropogen bedingte Veränderungen, lassen den MS als ein **Standard-Süßgewässer** definieren. Somit können die hier gewonnenen Ergebnisse auf andere Gewässer mit ähnlichen Eigenschaften leicht übertragen werden, wodurch Abschätzungen der Parasitengemeinschaften für Fischereibetriebe, Forschungseinrichtungen und Angelvereine ermöglicht werden.

Anhand einer Parasitenfauna können nicht sämtliche Vorgänge im Gewässer erklärt werden, solange Kenntnislücken über ZW und die Regionen vorherrschen. Dennoch kann die heteroxene Parasitenfauna der Fische im MS aufgrund der Diversität der ZW als charakteristisch für einen Großsee betrachtet werden. Durch die Übertragbarkeit der Ergebnisse sowie die Dominanz von ubiquitären Generalisten können die **Hypothesen IV und VI** bestätigt werden.

5.3.1 *Rutilus rutilus* L. im Hohen Sprenger See

Das Rotaugen wird aufgrund seiner enormen Anpassungsfähigkeit an unterschiedliche Wasserverhältnisse als „Top Universalist“ bezeichnet (Lelek & Buhse 1992, Gerstmeier & Romig 1998). Frühere parasitologische Studien deuten auf eine starke Parasitierung von *Rutilus rutilus* in Europa hin, aus Norddeutschland sind aber nur wenige Arbeiten bekannt (Palm et al. 1999, Moravec 2001, Rückert et al. 2007). Die großflächige Verbreitung und die zahlreichen parasitologischen Untersuchungen der Rotaugen (Salzmann et al. 2014) schaffen eine wertvolle Vergleichsbasis, weshalb in der hier durchgeführten Untersuchung in einem weiteren Gewässer in MV ausschließlich Rotaugen beprobt wurden.

Im Rahmen der vorliegenden Untersuchung wurden 35 Rotaugen aus dem HSS mit einer Totallänge von TL=17,0 cm sowie einem Totalgewicht von TG=44,1 g untersucht (Tab. 3). Die Nahrungsanalyse ergab die Dominanz pflanzlicher Bestandteile im Nahrungsspektrum der Rotaugen (Tab. 4). Es konnten vier Parasitenarten mit einem monoxenen und sechs mit einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden, wovon vier Arten den Fisch durch aktives Eindringen als Cercarie infizierten und zwei Arten über die Nahrung in den Fisch gelangten. Durch die Detektion des Doppeltierchens *P. homoion* (P [%]= 45,7) kann für das Rotaugen das dichte im Schwarm Stehen belegt werden. Zudem kann die Lebensweise im Litoral durch die Kernart *T. clavata* (P [%]=97,1) aufgezeigt werden, während der ebenfalls als Kernart definierte Cestoda *P. scolecina* (P [%]=91,4) auf häufige Aufenthalte des Fisches im Pelagial weist (Kapitel 5.2.1). Aus dem geringen Befall mit Glochidien (P [%]=5,7) können auch seltene Aufenthalte des Fisches am Gewässergrund gedeutet werden (siehe Kapitel 5.2.2). Insgesamt wird durch den Schwarmfisch überwiegend das Litoral aber auch das Pelagial und seltener das Benthon als Lebensraum genutzt. Die Wirtsspezifität der vorgefundenen Parasitenarten kann als gering eingestuft werden, da das Rotaugen überwiegend von Generalisten befallen wurde. Lediglich eine Art, der Monogenea *P. homoion*, ist vorrangig auf das Rotaugen spezialisiert.

Chubb (1970) untersuchte Rotaugen in drei Süßgewässern in Großbritannien und fasste die detektierte Parasitenfauna als **Cypriniden-spezifisch** bzw. unspezifisch zusammen. Auch Dogiel et al. (1958) beschrieben die Parasitenfauna der Rotaugen als unspezifisch bzw. sehr spezifisch für die Rotaugen. Diese Annahmen konnten in der hier vorgelegten Untersuchung für die beiden Gewässer in MV bestätigt werden. Zudem stellte Chubb (1970) fest, dass das Rotaugen im Vergleich zu von ihm untersuchten Forellen (*Salmo trutta*) in jedem Gewässer unterschiedlich parasitiert war. In der vorliegenden Untersuchung konnte keine große Ähnlichkeit in den Parasitenfaunen der Fische aus dem MS und dem HSS festgestellt werden (Dissimilarity 57,39 Kapitel 4.3.4.1). Lediglich die Digeneen- sowie die Cestodengemeinschaften waren bei Rotaugen aus den beiden Standorten gleich (Tab. 10). Im MS wurde neben der Dominanz der generalistischen Parasitenarten auch das häufige Vorkommen der Digeneaarten, welche Mollusken als 1. ZW nutzen, auf die Gewässereutrophierung zurückgeführt (Kapitel 5.2.4). Dies kann anhand der Parasitenfauna der Rotaugen auch für den HSS behauptet werden.

Die Unterschiede zwischen den beiden Gewässern HSS und MS liegen zum einen in der Größe sowie der direkten Umgebung. Der HSS ist im Vergleich zum MS deutlich kleiner (Tab. 1) und grenzt an das Flughafengelände Rostock-Laage, was stärkere anthropogene Eingriffe auf das Ökosystem des Sees zur Folge hat (Kapitel 3.2.2). Zum anderen wurde der HSS als „stark eutroph“ im Gegensatz zum „stark polytrophen“ MS eingestuft (bioplan/StALU MM 2012, LU MV 2015). Der Probenumfang im HSS ist jedoch zu gering, um die aufgezählten Unterschiede zwischen den Gewässern anhand der Parasitenfauna aufzuzeigen. Insgesamt wurde

für die Rotaugen aus dem HSS somit eine charakteristische Parasitenfauna in einem noch nicht parasitologisch untersuchten Gewässer nachgewiesen. Dies trägt primär dazu bei den Überblick über die Parasitierung der Fische in den Binnengewässern MVs zu erfassen. Zudem zeigt die vorgefundene Parasitenfauna die **Übertragbarkeit der Ergebnisse** auf andere Binnengewässer auf. Die gleichmäßige Artenverteilung ($E(\text{Total})=0,470$) und keineswegs die Dominanz einiger wenigen Parasitenarten indizieren stets ein intaktes Ökosystem, was in der vorgelegten Untersuchung als ein Hinweis auf eine allgemeine Fischgesundheit für die Fische des HSS angesehen werden kann.

Zusammengefasst konnte bei den Rotaugen im Vergleichsgewässer HSS eine Cypriniden-spezifische bzw. generalistische Parasitierung vorgefunden werden. Zudem konnte für die Rotaugen eine Lebensweise in diversen Habitaten des HSS belegt werden, was mit den Ergebnissen im MS übereinstimmt. Dadurch konnten die **Hypothesen II, IV und V** bestätigt werden. Eine Aussage gemäß der **Hypothese VI** über eine allgemeine Fischgesundheit ausschließlich aufgrund der Parasitierung der Rotaugen zu treffen, ist anhand der Ergebnisse aus MS und HSS nur bedingt möglich.

5.3.2 Andere Binnengewässer

In den Binnengewässern des gewässerreichen Bundeslandes MV wurden bisher neun fischparasitologische Untersuchungen durchgeführt, wovon vier ausschließlich auf den Schwimmblasenwurm *A. crassus* des Europäischen Aals fokussiert waren (Kapitel 1.5, Anhang V-3). Drei weitere Studien entstanden am Lehrstuhl für Aquakultur und Sea-Ranching der Universität Rostock, wovon zwei Masterarbeiten (Blank 2015, Brand 2016) aufgrund ihres Umfangs und der deckungsgleichen Fischarten hier zur Analyse und zum Vergleich herangezogen werden.

Die durch die Untersuchung von Blank (2015) im Drewitzer See (DS) sowie dem Krakower See (KS) vorgefundene Parasitenfauna von jeweils 17 Arten stimmte zu 58% mit der hier im MS detektierten Parasitengemeinschaft überein. Dabei konnten durch die vorliegende Untersuchung vier neue Parasitenarten (*T. podicipina*, *A. percae*, *C. truncatus*, *Ac. lucii*) zu der durch Blank (2015) für *P. fluviatilis* detektierten Parasitenfauna hinzugefügt werden. Insgesamt wurden somit für Flussbarsche in MV 23 Parasitenarten nachgewiesen, was 51% der für sämtliche Binnengewässer Deutschlands nachgewiesenen Parasitenarten ausmacht (Tab. 15). Im mittelgroßen DS (690 ha) und dem Großsee KS (1500 ha) wurden zu 82% und zu 88% generalistische Parasitenarten vorgefunden. Dabei wiesen die vorgefundenen Parasitenarten in beiden Gewässern zu 76% heteroxene LZ auf. Durch die Parasitenfauna gelang es, für die Flussbarsche des MS eine Lebensweise im Litoral und im Pelagial des Gewässers aufzuzeigen. Diese Lebensweise kann anhand ihrer Parasitenfauna auch den Flussbarschen des DS und des KS zugeschrieben werden. Insgesamt stimmten die im MS ermittelten ökologischen Parameter (Tab. 8) mit den für die Flussbarsche des DS und KS errechneten Parametern überein (Tab. 12). Während in allen drei Gewässern der Augenvurm *T. clavata* die dominante Art bildete, konnte die höchste Diversität ($H'(\text{Endo})=1,329$) bei einer gleichmäßigen Artenverteilung ($E(\text{Endo})=0,479$) für die Flussbarsche des kleinsten Gewässers, des DS, ermittelt werden. Die Annahme von Grabowski (2007), dass in isolierten Gewässern die Diversität an Parasitenarten geringer ist, konnte in der Arbeit von Blank (2015) nicht bestätigt werden. Die Diversität der Parasiten im isolierten DS war sogar höher als die der Flussbarsche des mit anderen Gewässern verbundenen Großsees MS. Durch die vielfältige Vogelfauna (EW für viele Digeneen) am DS sowie die fischereilichen Besitzmaßnahmen kann vom

ausreichenden parasitären Austausch mit der Umgebung ausgegangen werden. Die geringe anthropogene Belastung des Gewässers, welche sich aus der durch Blank (2015) beschriebenen direkten Umgebung ableiten lässt, könnte ein weiterer Grund für die hohe Parasitendiversität sein. Laut Pikalov (2010) konnte aufgezeigt werden, dass weniger die Isolation eines Gewässers, sondern vielmehr die direkte Umgebung sowie das Alter des Gewässers Einfluss auf die Parasitierung haben.

In der Untersuchung der Aale aus dem Kölpinsee (KöS) in MV durch Brand (2016) wurden elf Parasitenarten nachgewiesen. Zu 50% stimmten die Parasitenarten der Aale aus dem Großsee KöS (2 029 ha) mit den in den Aalen des MS vorgefundenen Parasitenarten überein. Dabei setzte sich die Parasitengemeinschaft der Aale aus dem KöS aus generalistischen Arten mit einem heteroxenen LZ zusammen. Der geringe Anteil an Spezialisten lässt sich auf die weniger genaue Artbestimmung zurückführen. Leider wurden fünf der zwölf Parasitenarten lediglich bis zur Gattung oder nur bis zur Parasitengroßgruppe bestimmt. Diese Tatsache erschwert die hier angestrebte Analyse. Die durch Brand (2016) detektierte Parasitenfauna kann demzufolge nur bedingt als artcharakteristisch beschrieben werden. Dennoch kann für die Aale eine bodenorientierte Lebensweise im KöS gedeutet werden. Die Lebensweise der Aale im Benthos wurde bereits durch viele Studien und in den hier vorgelegten Ergebnissen belegt. Die hohen Prävalenzen der Monogenea der Gattung *Pseudodactylogyrus* sp. sowie des Crustacea *E. sieboldi* von $P [\%]=100$ und $P [\%]=76,4$ weisen stark auf die vermehrten Aufenthalte am Gewässergrund hin (Kapitel 5.2.1 und 5.2.2). Analysiert man die errechneten ökologischen Parameter für die Aale des MS und des KöS, dann wird ersichtlich, dass sich diese nur gering unterscheiden (Tab. 8, Tab. 12). Neben der identischen Kondition der Fische konnten ähnliche Indices wie Shannon-Wiener-Index und Evenness ermittelt werden. Lediglich die Befallshäufigkeiten und -intensitäten der Parasitenarten der Gattung *Pseudodactylogyrus* sp. unterschieden sich stark. Bei den durch Brand (2016) vorgefundenen Monogenea der Gattung *Pseudodactylogyrus* sp. handelt es sich wahrscheinlich um die für den Aal charakteristischen Arten *P. anguillae* und/oder *P. bini*. Auffällig war somit die deutlich höhere Prävalenz ($P [\%]=100$) und Intensität ($I=1-143$) des Befalls mit diesen Monogenea im KöS im Gegensatz zum Befall im MS (Tab. 6). Dadurch erwies sich im KöS der Monogenea *Pseudodactylogyrus* sp. und im MS *A. crassus* als die dominante Art.

Die im Kapitel 4.3.2.1 vorgeschlagene Kategorisierung der Fische anhand der Verteilung der Parasitengroßgruppen in ihren Parasitengemeinschaften wird im Folgenden für die Flussbarsche des DS und KS sowie für die Europäischen Aale aus KöS angewendet. Die Flussbarsche gehören laut der Kategorisierung mit ihren jeweils 17 Parasitenarten, verteilt auf sechs Großgruppen, zu der dritten Kategorie. Die für sie ermittelten Anteile der Großgruppen in Prozent (Kapitel 4.3.2.1, Tab. 9) stimmen mit den Angaben in der hier definierten dritten Kategorie stark überein (Tab. 16). Die Europäischen Aale aus KöS werden laut der hier durchgeführten Kategorisierung aufgrund der spezifischen Großgruppenverteilung der vierten Kategorie, also einer Sonderkategorie zugeordnet. Die Analyse der prozentualen Anteile der Parasitengroßgruppen ergab hohe Übereinstimmungen zwischen den Aalen aus dem MS und KöS, wobei in den Großgruppen Digenea, Cestoda und Nematoda die prozentuale Deckung besonders stark war.

Tab. 16: Anteil der Parasitengroßgruppen in den Vorarbeiten von Blank (2015) im DS und KS und Brand (2016) im KöS im direkten Vergleich zu den hier definierten Kategorien und erzielten Ergebnissen im Malchiner See in Prozent. A: Acanthocephala, Bi: Bivalvia, C: Cestoda, Cr: Crustacea, D: Digenea, DS: Drewitzer See, KöS: Kölpinsee, KS: Krakower See, M: Monogenea, MS: Malchiner See, N: Nematoda, Σ : Summe der Parasitenarten. * Die Sonderkategorie vier wurde nicht vordefiniert, deshalb werden die im MS erreichten Prozentangaben als Referenz angegeben

Fischart/Kategorie	Parasitengroßgruppen							Σ
	D (%)	C (%)	N (%)	A (%)	M (%)	Cr (%)	Bi (%)	
Kategorie 3	≥ 50	≥ 10	≥ 10	≤ 10	≤ 10	≥ 10	≤ 10	15-16
<i>P. fluviatilis</i> (MS)	50	13	13	6	6	13		16
<i>P. fluviatilis</i> (DS)	36	12	12	6	6	18	6	17
<i>P. fluviatilis</i> (KS)	41	12	6	6	6	18	6	17
Kategorie 4, <i>A. anguilla</i> (MS)*	21	21	21	7	14	7	7	14
<i>A. anguilla</i> (KöS)	18	18	18	18	9	18		11

Die in den Vorarbeiten vorgefundene Parasitenfauna des Flussbarsches und des Europäische Aals in den Gewässern MVs konnte in der hier vorgelegten Arbeit zum hohen Anteil bestätigt und erweitert werden. Zudem konnte in den Vorarbeiten neben der Dominanz von generalistischen Parasitenarten auch eine Habitatspräferenz der Fische ermittelt werden, welche mit den Ergebnissen aus dem MS stark übereinstimmen. Dadurch können die **Hypothesen II** und **IV** bestätigt werden. Die auf die Parasitengemeinschaften aus den Vorarbeiten angewendete Kategorisierung war erfolgreich, wodurch **Hypothese III** bestätigt werden kann.

5.4 Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* im Baltezers See, Lettland

Im Rahmen der vorliegenden Untersuchung wurden 34 Rotaugen aus dem BS in der Nähe von Riga, Lettland parasitologisch untersucht. Die Fische wiesen eine Totallänge von TL=12,8 cm sowie ein Totalgewicht von TG=20,6 g auf (Tab. 3). Die Nahrungsanalyse ergab die Dominanz von Insektenlarven, was sich auf die Fangmethode zurückführen lässt, bei welcher Larven von Nematocera und Brachycera als Köder benutzt wurden (Tab. 4). Es konnten jeweils neun Parasitenarten mit einem monoxenen und einem heteroxenen LZ nachgewiesen werden, wovon fünf Arten den Fisch durch aktives Eindringen als Cercarie infizierten und vier Arten über die Nahrung in den Fisch gelangten.

Die gesamte Parasitenfauna der Rotaugen wird erheblich durch die Monogenea dominiert, welche jedoch Befallshäufigkeiten von P [%]=25,0 nicht überschritten (Tab. 10). Der Befall mit Dactylogyriden und Doppeltierchen zeigt das dichte Zusammenstehen der Rotaugen im Schwarm auf. Die als Kernarten charakterisierten Digenea der Art *Diplostomum* spp., *P. cuticola* und *T. clavata* wiederum zeigen die Präferenz der Rotaugen für das Litoral auf. Die Nahrungsaufnahme im Pelagial findet seltener statt, was aus den geringeren Prävalenzen von *P. scolecina* (P [%]=20,5) und *C. microcephalum* (P [%]=11,7), deren ZW, die Copepoden, sich im Pelagial aufhalten, geschlussfolgert werden kann. Somit konnte für die Rotaugen des BS ein Schwarmverhalten sowie eine Lebensweise im Litoral aufgezeigt werden. Habitate wie das Pelagial und das Benthon wurden von den Rotaugen im BS seltener genutzt.

Generell gehören Dactylogyriden zu einer der diversesten Parasitengruppen (Simkova & Morand 2008), welche vor allem bei Cypriniden parasitieren (Gibson et al. 1996) und in den Frühlingsmonaten besonders hohe Diversitäten erreichen (Koskivaara et al. 1991). In einem Gewässer kann das Vorkommen dieser ektoparasitischen Monogenea durch viele Faktoren positiv oder negativ beeinflusst werden. Die Verbreitung der Dactylogyriden hängt im Allgemeinen stark von der Wirtspopulation bzw. -dichte, der Strömung und der Wassertemperatur ab. Zudem ist der Eutrophierungsgrad für die Verbreitung von großer Bedeutung, da dieser

im direkten Zusammenhang mit den Sichtverhältnissen im Gewässer steht. Oncomiracidien, also die Verbreitungsstadien der Monogenea, haben in stark eutrophierten Gewässern, bedingt durch geringere Lichtdurchlässigkeit, Schwierigkeiten, den Wirt zu finden (Khotenovsky 1985, Koskivaara et al. 1999). Khotenovsky (1985) überarbeitete intensiv die Unterordnung Octomacrinea, zu welcher die Familie der Diplozoidae gehört, und schlussfolgerte für die Gattungen *Diplozoon* und *Paradiplozoon* weiter reichende Verbreitung als die der Parasiten der Gattung *Dactylogyrus*, und zwar aufgrund ihrer geringeren Sensibilität gegenüber Gewässerverschmutzungen. Siddall et al. (1996) wiesen in ihrer Studie darauf hin, dass sich die Parasitierung mit Dactylogyriden sogar bei gleicher Belastungsquelle, wie z. B. den Abwässern aus einer Papierfabrik, im Vergleich zwischen diversen Gewässern unterscheidet. Dadurch wird die Unbeständigkeit von Dactylogyriden als Indikatoren für Gewässerverschmutzungen deutlich.

Eine hohe Dactylogyriden-Vielfalt bei einer geringen Befallsintensität wurde auf den Rotaugen des BS vorgefundenen. Im Allgemeinen kann laut Hudson et al. (2006) aus einer hohen Diversität und einem geringen Befall eine gute Wasserqualität geschlussfolgert werden. Aufgrund der direkten Umgebung des BS ist allerdings von einem hohen anthropogenen Eintrag auszugehen (Kapitel 3.2.3). Die Nähe zur Großstadt Riga sowie zu einem Flughafengelände haben starke Auswirkungen auf die Gewässergüte des BS. Die Einleitung der Abwässer sowie eine Gewässerbelastung durch Schwermetalle haben direkte Auswirkungen auf die Crustaceen- und Fischbestände im BS (Rozins 2015). Laut der Studie von Barda et al. (2007, 2015) ist der BS als eutroph bis hypertroph einzustufen. Insgesamt kann der BS als das am stärksten belastete Gewässer unter den drei untersuchten Seen bewertet werden. Die hohe Diversität der Monogenea in Kombination mit ihrer geringen Befallsintensität kann demnach nicht durch eine gute Wasserqualität begründet werden.

Laut Dogiel et al. (1958) akkumulieren ruhig stehende Fische im Gewässer während der Winterruhe Ektoparasiten. Da das Rotaugen nicht in den Winterschlaf verfällt, sondern lediglich weniger Nahrung aufnimmt sowie im Allgemeinen weniger aktiv ist (Muus & Dahlström 1998), bleibt die Endoparasitenfauna während der Wintermonate in den Fischen bestehen. Durch das ruhige im Schwarm Stehen in den Wintermonaten akkumulierten die Rotaugen jedoch mehr ektoparasitische Monogenea, was den vorgefundenen Befall bei den im Frühling beprobten Fischen erklären würde. Zusätzlich wird der Befall durch das dichte Zusammenstehen der Fische während der Laichzeit begünstigt. Diese findet laut Thiel & Thiel (2015) zwischen April und Mai statt und fällt genau in den Beprobungszeitraum. Zudem begünstigt der Anstieg der Wassertemperatur im Frühling die Entwicklung der neuen *Dactylogyrus*-Generation am Gewässerboden (Rapp 2010), wodurch die Infektion für die Rotaugen wahrscheinlicher wird.

Sämtliche hier erläuterten Gründe beeinflussen die Fisch-zu-Fisch-Übertragung der Monogenea. Als wichtigste Ursache für die Monogenea-Vielfalt der Fische im BS wird hier allerdings die Tatsache angenommen, dass der BS in ein großes Gewässernetzwerk eingebunden ist, wobei die umliegenden Seen durch Kanäle miteinander verbunden sind. Laut der Studie von Rohde (2012) begünstigen die geringe Strömung und die hohen Wirtsdichten, welche in Seitenkanälen erreicht werden, die Verbreitung der Monogenea. Bedingt dadurch, dass die hier durchgeführte Beprobung nicht in den Seitenkanälen stattfand und die Fische direkt im See beprobt wurden, erreichten die Monogenea keine hohen Befallshäufigkeiten und -intensitäten, da laut Rohde (2012) beim Verlassen der Seitengewässer die Fische einen Teil der akkumulierten Ektoparasiten wieder verlieren. Anhand des hier vorgefundenen Befalls, welcher durch eine niedrige Abundanz aber eine hohe Diversität gekennzeichnet war, konnte deutlich der Einfluss der umliegenden Kanäle auf die Monogeneenfauna

aufgezeigt werden. Die aus der Studie von Rozins (2015) hervorgegangene schlechte Wasserqualität kann durch die im BS nachgewiesene Parasitenfauna nicht direkt belegt werden, lediglich die Eutrophierung des Gewässers kann anhand der hohen Anzahl an Digenea aufgezeigt werden (Kapitel 5.2.4).

Da der BS noch nicht parasitologisch untersucht wurde, gibt es keine Vergleichsstudien für den hier vorgefundenen Befall. Die Literaturrecherche ergab jedoch diverse parasitologische Untersuchungen an Rotaugen in den umliegenden Gewässern. Avdeeva (1989) untersuchte den Parasitenbefall von Fischen in drei Talsperren entlang des Flusses Düna in Lettland. Dabei konnten aus 175 Rotaugen 54 protozoische und metazoische Parasitenarten isoliert werden. In der 1974 erbauten Talsperre nahe Riga wurde eine verarmte Parasitenfauna festgestellt. Die Autorin führte die geringe Diversität auf das kurze Bestehen der Talsperre sowie auf die vielen Begradigungen im Gewässer zurück. Durch die Studie konnte aufgezeigt werden, dass die Parasitendiversität an den Staumauern am größten war. Dies brachte die Autorin in einen direkten Zusammenhang mit dem dort vergleichsweise hohen Wasserstand. Es konnten der Studie keine genauen Daten zur Parasitierung der Rotaugen, wie z. B. Artnamen oder Prävalenzen, entnommen werden.

Eine detailliertere Vergleichsstudie konnte in der Arbeit von Kirjusina (2004) vorgefunden werden. Die Autorin untersuchte im Rahmen ihrer Dissertation 19 Süßwasserfischarten in sechs Binnengewässern um die lettische Stadt Riga. Eines der Untersuchungsgewässer war der Juglas See, ein Gewässer, welches direkt an den BS angrenzt und mit ihm durch einen Kanal verbunden ist (Kapitel 3.2.3). Dabei konnten 27 protozoische und metazoische Parasitenarten in den Rotaugen des Juglas See nachgewiesen werden, wobei generalistische Arten dominiert haben. Die Dactylogyrusfauna im Juglas See bestand lediglich aus drei Arten (*D. crucifer*, *D. sphyrna* und *D. nanus*) und deckte sich zu 50% mit der im BS vorgefundenen Fauna (Tab. 10). Laut Kirjusina (2004) war die Dactylogyrusfauna der Rotaugen aus dem Juglas See im Vergleich zu anderen durch die Autorin untersuchte Gewässer verarmt. Die geringe Diversität wurde durch die Gewässerverschmutzung, welche durch die eingeleiteten Abwässer aus der Papierfabrik verursacht wurden, begründet.

Die für die Rotaugen des BS anhand der Parasitenfauna aufgezeigte Lebensweise deckt sich stark mit der für die Rotaugen des MS und HSS nachgewiesenen Habitatspräferenz (**Hypothese II**). Trotz der Diversität an wirtspezifischen Dactylogyriden konnte in den Rotaugen aus dem BS eine Dominanz der generalistischen Parasitenarten festgestellt werden. Die in der Vergleichsstudie vorgefundene Parasitenfauna war ebenfalls durch Generalisten geprägt und stimmte zu großen Teilen mit den hier erzielten Ergebnissen überein (**Hypothese IV und V**). Die Monogeneenfauna kann auf die vielen Kanäle um den BS zurückgeführt werden, was wiederum auf die Möglichkeit der Nutzung des Rotauges als Indikatororganismus für Gewässertypisierung schließen lässt.

5.5 Charakterisierung der Parasitenfauna in nordeuropäischen Süßgewässern

Die letzte eiszeitliche Vergletscherung in Nordeuropa beeinflusste während ihrer Rückzugsphase (<20 000 Jahre) stark die Formierung der Gewässer im Binnenland (Dokulil et al. 2001). Aufgrund dieser Entstehung ähneln sich die nordeuropäischen Seen stark (Evlanov 1993). Wie bereits im Kapitel 5.3 erläutert hat dies wiederum zur Folge, dass überwiegend eurytope Fischarten die Seen Nordeuropas besiedeln. Laut Winkler et al. (2007) wird dadurch der Indikatorwert einer Fischart für Strukturelemente eines Gewässers herabgesetzt. Viele Autoren (z. B. Simkova et al. 2001b) belegten, dass die in nordeuropäischen Gewässern weit verbreiteten Fischarten auch eine diversere Parasitenfauna aufweisen als seltene Fischarten. Diese Diversität kann wiederum

für eine **Gewässertypisierung** genutzt werden, was bereits durch Untersuchungen von z. B. Grabowski (2007), Pikalov (2010) und Rohde (2012) gezeigt werden konnte.

Generell können die nordeuropäischen Gewässer als anthropogen verändert und überwiegend eutrophiert beschrieben werden (Ieshko & Novokhatskaya 2008, Mohaupt et al. 2015). Aufgrund der vielen Gewässerbelastungen finden Eingriffe in diverse ökologische Prozesse und Interaktionen zwischen Lebewesen in einem Gewässer statt. Sures et al. (2017) fasste 50 metazoische Parasitenarten zusammen, welche eine Schwermetallbelastung eines Gewässers indizieren können. Die Autoren akzentuierten die Wichtigkeit sämtlicher Parameter im Gewässer wie die Lebensweise, endogene Faktoren, Wasserchemie, Ernährung, Pathogene und Trophielevel des Organismus selbst bei der Bewertung seines Zustandes.

Für nordeuropäische Gewässer konnte anhand mehrerer Studien eine Dominanz von generalistischen Parasitenarten mit einer ubiquitären Verbreitung nachgewiesen werden (z. B. Dusek et al. 1998, Palm et al. 1999, Zander & Reimer 2002). Laut Chubb (1970) überwiegen in eutrophierten Süßgewässern karpfenartige Fische, da sie zum einen geringe Sauerstoffsättigung im Gewässer tolerieren können und zum anderen höhere Wassertemperaturen benötigen. Von den Cypriniden erwies sich bereits oft das weit verbreitete Rotaugen als ein guter Indikatororganismus für anthropogen bedingte Veränderungen im Gewässer (Koskivaara et al. 1991, Siddall et al. 1996, Jeney et al. 2002, Valtonen et al. 2003, Salzmann et al. 2014). Laut Salzmann et al. (2014) konnten in den Rotaugen bereits 180 Parasitenarten (19 protozoische und 161 metazoische) nachgewiesen werden, wobei 70 Parasitenarten davon in den deutschen Binnengewässern vorgefunden wurden. Im Rahmen dieser Untersuchung wurde die Parasitenliste des Rotauges in Deutschland aktualisiert (Anhang V-2, Tab. V-2.5) und um die hier erzielten Ergebnisse erweitert (Tab. 14). Insgesamt konnten 30 Studien zur Parasitierung des Rotauges in den deutschen Binnengewässern zusammengetragen werden, in welchen 86 Parasitenarten nachgewiesen wurden. Durch die Erweiterung um vier weitere Parasitenarten setzt sich die Parasitenfauna von *R. rutilus* aktuell aus 90 protozoischen und metazoischen Arten zusammen (Tab. 15).

Aus den hier vorgelegten Ergebnissen und anderen Studien auf diesem Fachgebiet geht hervor, dass die Parasitenfauna der nordeuropäischen Süßgewässer durch ubiquitäre Generalisten dominiert wird (**Hypothese IV**). Dies lässt sich auf die eurytopen Fischarten, die Eutrophierung und die anthropogene Belastung der Gewässer zurückführen. Zudem konnte die Parasitenfauna des Rotauges in den deutschen Binnengewässern durch Literaturrecherche aktualisiert und durch eigene Ergebnisse bestätigt und erweitert werden (**Hypothese V**).

5.5.1 Vergleich mit ausgewählten Arbeiten in Nordrhein-Westfalen

Die im Rahmen von Diplomarbeiten und Dissertationen am Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie der Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf entstandene Datenbasis über die Parasitenfauna von Süßwasserfischen, insbesondere der Rotaugen, wird im Folgenden mit den hier erzielten Ergebnissen in einen Zusammenhang gebracht. Für eine genauere Analyse der Daten aus den Vorarbeiten innerhalb der Gewässer Nordrhein-Westfalens (NRW) bedarf es einer Kategorisierung der Stehgewässer anhand ihrer Größe. Die Kleingewässer wurden durch Winkler et al. (2007) als diejenigen Stehgewässer definiert, welche eine Gesamtfläche von weniger als 1 ha aufweisen. Der Großsee (>1 000 ha) wurde bereits im Kapitel 5.3 definiert, wodurch sämtliche Gewässer, mit einer Wasserfläche zwischen 1 ha und 1 000 ha im Folgenden als „mittelgroßer See“ bezeichnet werden. Darüber hinaus werden die Kategorien Fließgewässer, Kanäle sowie

Talsperren hinzugezogen. Bei der Auswertung sämtlicher Parasitengemeinschaften konnte ein Zusammenhang in Endoparasitendiversität, Kernartenanzahl sowie Parasitenartenanzahl für die genannten Kategorien hergestellt werden. Der Erstellung des Schaubildes (Abb. 20) lagen ökologische Parameter (Tab. 11, Tab. 13) sowie die tabellarische Zusammenfassung sämtlicher Parasitenfaunen des Rotauges aus den Vorarbeiten in NRW sowie eigener Ergebnisse in MV zugrunde (Anhang VI, Tab. VI-1.1, VI-2.1).

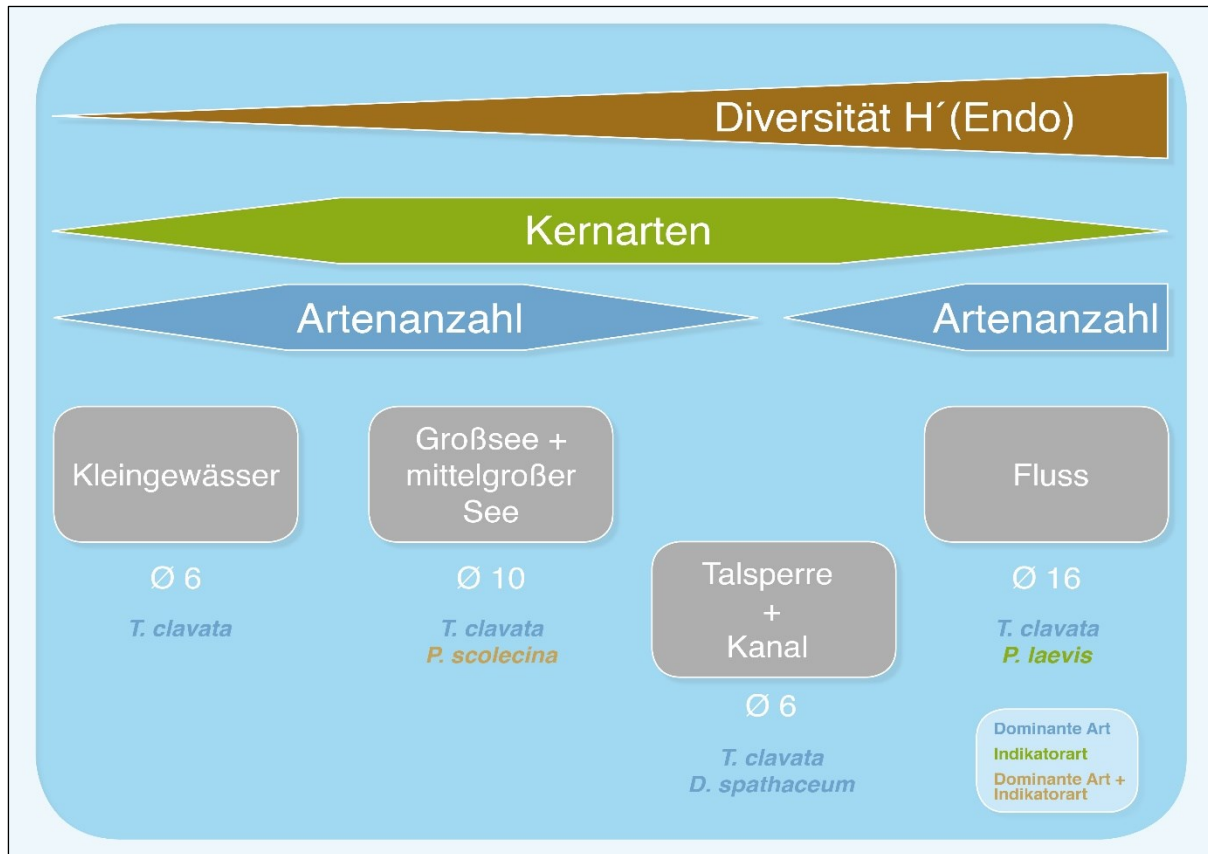


Abb. 20: Kategorisierung der Gewässer anhand der Parasitenfauna von *Rutilus rutilus* unter Verwendung von Parasitendiversität ($H'(Endo)$), Kernartenanzahl und Parasitenartenanzahl. Zudem konnten „Indikatorarten“ sowie „Dominante Arten“ für die jeweilige Gewässerkategorie definiert werden, Ø: durchschnittliche Artenanzahl in der Gewässerkategorie

Bei der Auswertung der Daten aus NRW und MV konnte gezeigt werden, dass sich das Rotaug als Indikatororganismus für eine Gewässertypisierung eignet. Die größte Diversität ($H'(Endo)=0,27-0,98$) an Parasiten konnte in den Fließgewässern, gefolgt von mittelgroßen Seen ($H'(Endo)=0,10-0,83$) und dem Großsee (0,33) festgestellt werden. In den Kleingewässern wurde erwartungsgemäß die geringste Diversität ($H'(Endo)=0,00-0,16$) detektiert. Die **Isoliertheit** eines Sees hat ebenfalls einen Einfluss auf die Zusammensetzung der Parasitenfauna. Wegen der fehlenden Verbindung des Dörpfeldsee (DöS) (Grabowski 2007) und des Ödingteichs (ÖT) (Pikalov 2010) zu anderen Gewässern konnten in den beiden mittelgroßen Seen auch besonders wenige Parasitenarten vorgefunden werden (DöS: 8 Arten, OT: 5 Arten). Blank (2015) konnte durch ihre Untersuchung der Parasitenzusammensetzung bei Flussbarschen im isolierten Drewitzer See im Vergleich zum mit anderen Gewässern verbundenen Krakower See in MV die zuvor getroffene Aussagen nicht bestätigen. Die Ergebnisse der Autorin zeigen eine deutlich höhere Parasitendiversität im isolierten Gewässer. Die widersprüchlichen Ergebnisse zu Grabowski (2007) und Pikalov (2010) können auf die fehlende Eignung des Flussbarsches als Indikatororganismus zurückgeführt werden. Rohde (2012) belegte bei ihrer Untersuchung

der Parasitenfaunen des Rotauges und des Flussbarsches in thermisch belasteten Gewässerabschnitten des Flusses Lippe eindeutig die Eignung des Rotauges als eine Indikatorfischart. Der Flussbarsch hingegen erwies sich aufgrund seiner starken saisonalen und lokalen Schwankungen in Parasitenprävalenzen und anderen Indices als nicht geeignet. Die Autorin begründete den Unterschied zwischen den Rotaugen und dem Flussbarsch mit der Studie von Bley (2010), in welcher Raubfische durch ihren höheren Trophielevel eine diversere Parasitenfauna aufweisen. Dabei verzerrt das Akkumulieren von Parasitenarten bedingt durch die Aufnahme von anderen parasitierten Teleostei, die tatsächliche Parasitenzusammensetzung des Fisches, wodurch Raubfische sich nicht als Indikatororganismen eignen.

Die Talsperren ($H'(Endo)=0,07-1,02$) und der Kanal ($H'(Endo)=1,04$) wurden anhand ihrer Diversität zwischen den Seen und dem Fließgewässer eingeordnet. Obwohl die Rotaugen in den künstlich angelegten Gewässern eine vergleichsweise hohe Diversität erreichten, sind die ermittelten Werte als instabil zu bewerten. Dies konnte deutlich anhand der Parasitenfauna in der Möhnetalsperre aufgezeigt werden. Durch die Untersuchungen von Pothmann (2009) konnte ein Wert von $H'(Endo)=1,02$ ermittelt werden, während Bley (2010) ein Jahr später eine deutlich geringere Diversität ($H'(Endo)=0,30$) nachweisen konnte (Tab. 13). Diese Unterschiede können weniger auf die Beprobungszeiträume (Pothmann (2009): Ende März, Bley (2010): Ende Juni), sondern viel mehr auf andere instabile Faktoren wie die Wasserstandschwankungen, welche für Talsperren charakteristisch sind, zurückgeführt werden. Generell handelt es sich bei Talsperren um ein „Fluss-See-Hybridsystem“ (Soballe & Kimmel 1987), wobei die Parasitenfauna bei neu erbauten Talsperren mehr einer Parasitengemeinschaft eines Flusses ähnelt. Nach einer bestimmten Zeit finden Verschiebungen in den Parasitenfaunen statt und sie nehmen den Charakter einer Parasitenfauna eines Sees an (Avdeeva 1989). Die Auswertung der Parasitenarten in den in NRW untersuchten Talsperren bestätigte diese Annahme. Sowohl der für ein Stehgewässer charakteristische Vogel-Cestoda *L. intestinalis* als auch der Acanthocephala *Neoechinorhynchus rutili*, welcher hauptsächlich aufgrund seiner ZW in Fließgewässern vorkommt, konnten die Talsperren als ein Hybridsystem charakterisieren. Auch der Diergardt'sche Seitenkanal (DSK) stellt eine Mischform aus einem See und einem Fließgewässer dar. Hier konnten ebenso Indikatororganismen für einen Fluss wie der Kratzer *Pomphorhynchus laevis* oder für ein Stehgewässer wie die Karpfenlaus *A. foliaceus* (Bley 2010) vorgefunden werden. Die hohe Diversität der Parasitenfauna der Rotaugen im DSK ($H'(Endo)=1,04$) ist laut Salzmann et al. (2014) darauf zurückzuführen, dass die Fische zwischen dem Kanal und dem Fluss Schwalm, mit welchem der DSK verbunden ist, wandern. Dabei gilt der DSK als ein Parasitenreservoir, da im Seitenkanal mit weniger Strömung die Fische so mehr Parasitenarten akkumulieren können als im Hauptstrom der Schwalm. Aufgrund des Austrocknens des Kanals in den Sommermonaten ist die vorgefundene hohe Parasitendiversität allerdings als unbeständig zu bewerten, wodurch der DSK im Schaubild (Abb. 20) zwischen dem Fließ- und Stehgewässer einsortiert wurde. Besonders deutlich wurde der Einfluss des geringen Wasserstandes am Beispiel der parasitären Myxozoa. Während der Sommermonate wurde das Vorkommen der Schlammröhrenwürmer (ZW für Myxozoa) im Kanal durch den geringen Wasserstand bzw. das teilweise Austrocknen stark begrenzt, was sich deutlich in der Abnahme der Befallshäufigkeit der Großgruppe Myxozoa äußerte. Rohde & Palm (2011) wiesen für Myxozoa eine Sensibilität für eine thermische Belastung im Gewässer nach, wodurch Myxozoa nicht nur als Indikatoren für ein eutrophiertes Gewässer (Schwab 1995), ein im Sommer starken Wasserstandschwankungen unterliegendes Gewässer (Grabowski 2007), sondern auch für thermische Belastungen im Gewässer geeignet ist (Rohde & Palm 2011).

Generalistische und ubiquitär vorkommende Parasitenarten wie die Augenwürmer der Gattung *Tylodelphys* und *Diplostomum*, das Doppeltierchen *D. paradoxum* oder der Krebs *E. sieboldi* konnten in allen Gewässersystemen nachgewiesen werden. Beim Vergleich zwischen Talsperren unterschiedlicher Trophiestufen gelang es Bley (2010), deutliche Unterschiede in der Befallssituation mit den Augenwürmern *D. spathaceum* und *T. clavata* nachzuweisen. Wie bereits im Kapitel 5.2.4 diskutiert, ist das Aufkommen von Mollusken (1. ZW) in eutrophierten Gewässern höher, wodurch eine höhere Abundanz an Cercarien der genannten Parasitenarten im Gewässer vorhanden ist. Bley (2010) konstatierte die höchsten Befallszahlen der Augenwürmer in der Talsperre mit einer höheren Trophie, wodurch die Eignung der Augenwürmer als Indikatoren von Gewässereutrophierung belegt werden konnte.

Als Indikatororganismen für ein Stehgewässer können laut Bley (2010), Pikalov (2010) und Rohde (2012), wie bereits oben erwähnt, der Vogel-Cestoda *L. intestinalis*, noch deutlicher jedoch *P. scolecina* verwendet werden. Dieser Bandwurm nutzt Kormorane als EW und kommt immer häufiger durch die zunehmende Verbreitung der Kormorane in den nordeuropäischen Stehgewässern vor (Kapitel 5.5.2). Die Acanthocephalen, insbesondere *P. laevis*, wurden durch die genannten Autoren als Indikatororganismen für Fließgewässer bestimmt. Durch die Untersuchung von Rohde (2012) konnten zusätzlich die Monogenea der Gattung *Dactylogyrus* und *Diplozoon* als Indikatoren für Nebengewässer bzw. Kanäle charakterisiert werden, da aufgrund des dichten Zusammenstehens der Fische in den Nebengewässern die Übertragung dieser Ektoparasiten gefördert wird. Anhand dieser Ergebnisse konnte die hohe Diversität der Monogenea im hier untersuchten BS in Lettland erklärt werden (Kapitel 5.4). Durch die Untersuchung von Bley (2010) konnte zudem der von vielen Autoren (z. B. Khotenovsky 1985) beschriebene Zusammenhang zwischen der Verbreitung der Monogenea und der Lichtdurchlässigkeit im Gewässer belegt werden. Die Autorin zeigte durch den Nachweis von höheren Befallszahlen der Fische mit dem Monogenea *Diplozoon paradoxum* in der oligotrophen Versetalsperre mit klarerem Wasser im Vergleich zur mesotrophen Möhne- und Hennetalsperre mit getrübtetem Wasser die hohe Abhängigkeit der Verbreitungsstadien der Monogenea von der Gewässertrophie. Der hier untersuchte stark eutrophe MS wies geringe Befallshäufigkeiten mit Monogenea auf, was die Eignung der Monogenea als Indikatororganismen für Gewässereutrophierung bestätigt.

Eine Aussage über die Gewässergüte kann unter Zuhilfenahme der Ergebnisse von Rohde (2012) getroffen werden. In ihrer Untersuchung nutzte Rohde (2012) ein Stargraph-System nach Palm & Rückert (2009), um den Zustand des Gewässers aufzuzeigen. Anhand der Abbildung 20 indiziert die hohe Endoparasitendiversität und die vergleichsweise größte Artenanzahl in den Fließgewässern den besten ökologischen Zustand im Gewässertyp Fluss, was die Stargraph-Analyse von Rohde (2012) bestätigt. Den schlechtesten ökologischen Zustand wies Rohde (2012) den Talsperren zu. Die Autorin begründete es damit, dass sich aufgrund des Hybridsystems der Talsperren keine Parasitenart vollständig etablieren kann. Bei der hier durchgeführten Auswertung lag die durchschnittliche Artenanzahl in Talsperren bei sechs Parasitenarten, was mit der für Kleingewässer ermittelten Artenanzahl übereinstimmt.

Neben der Gewässertypisierung kann die Parasitenfauna eines Fisches dazu verwendet werden, **thermische Belastungen** im aquatischen Ökosystem aufzuzeigen. In der Studie von Rohde & Palm (2011) konnte gezeigt werden, dass die Parasitenfauna des Rotauges deutliche Reaktionen auf thermische Belastungen in Flussläufen der Lippe aufweist. Dabei stellte sich der Augenwurm *T. clavata* als ein besonders geeigneter Indikatororganismus heraus, wobei die Prävalenzen des Digenea mit der Wärmebelastung signifikant anstiegen.

Die Autoren führten die erhöhten Befallshäufigkeiten auf die begünstigte Verbreitung der Gastropoden (1. ZW von *T. clavata*) in Abhängigkeit von der steigenden Wassertemperatur zurück. Auch bei anderen Fischarten konnten aussagekräftige Indikatorpaare von Fisch und Parasit bestimmt werden. Beim Flussbarsch konnte ein negativer Effekt der thermischen Belastung auf den Befall mit Myxozoa aufgezeigt werden. Beim Europäischen Aal ließen sich Nematoden negativ beeinflussen, während die Abundanz der Acanthocephalen mit steigender Wassertemperatur zunahm. Die Studie hebt die Indikatorfunktion der Parasitenfauna der Rotaugen im Vergleich zu anderen Fischarten deutlich hervor und belegt den weitreichenden Einsatz von Parasiten in Fragestellungen über die Ökosystemgesundheit.

In der Zusammenstellung sämtlicher Untersuchungen in NRW und MV konnte entsprechend den Gewässertypen das Vorkommen der Indikatororganismen aufgezeigt werden (Anhang VI). Dadurch kann die in den Vorarbeiten von Grabowski (2007), Pikalov (2010) und Rohde (2012) geprüfte Fähigkeit des Rotauges als Indikatororganismus für eine Gewässertypisierung durch die hier erzielten Ergebnisse bestätigt werden.

Durch den direkten Vergleich mit den Vorarbeiten kann die Parasitenfauna der Rotaugen des MS, HSS und BS als charakteristisch für ein Stehgewässer bezeichnet werden. Die Seegröße und der Kontakt zu anderen Gewässern spiegeln sich deutlich in der Parasitenfauna wider, wodurch **Hypothese I** bestätigt werden kann. Sämtliche in den Vorarbeiten nachgewiesenen Parasitenfaunen waren durch ubiquitäre Generalisten geprägt (**Hypothese IV**). Insgesamt konnte somit die Eignung der Parasitenfauna des Rotauges sowohl zur Gewässertypisierung als auch zur Indikation des Gewässerzustandes und somit der Fischgesundheit aufgezeigt werden (**Hypothese VI**).

5.5.2 Vergleich mit Binnengewässern in Russland

Die Literaturrecherche, das Sammeln von Informationen während der Probennahme im Ausland (Lettland) sowie während diverser Forschungsreisen (u. a. Kaliningrad) ergaben eine umfassende Datenbasis über die Parasitierung von Süßwasserfischen in den Binnengewässern Nordeuropas, insbesondere aber Russlands. Ein großer Teil der analysierten Originalliteratur bestand aus Büchern oder Dissertationen und lag ausschließlich in russischer Sprache vor. In den 1960er Jahren legte Valentin Dogiel einen Grundstein bei der Erforschung von Fischparasiten in Russland. Seine Werke werden in sämtlichen darauf folgenden Veröffentlichungen in Russland und mittlerweile in internationalen Fachzeitschriften zitiert. Auch im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit wurde das Buch von Dogiel et al. (1958) „Grundlagen der Parasitologie der Fische“ bereits regelmäßig zitiert. Bei dieser Veröffentlichung wurden die Ergebnisse jahrzehntelanger Forschung im marinen und limnischen Bereich zusammengefasst, wobei im Kapitel „Grundsätzliche Abhängigkeit der Parasitenfauna von der geographischen Verbreitung“ die Beprobung der Rotaugen aus diversen Gewässern ausgewertet wurden. Bereits Dogiel et al. (1958) betrachteten das Rotauge als einen geeigneten Indikatororganismus zum Aufzeigen von geographischer Gewässerlage anhand der Parasitenfauna. Dogiel et al. (1958) verglichen die Parasitierung der Rotaugen bei gleichen Untersuchungsmethoden und gleichem Breitengrad in neun Binnengewässern (Flüsse: Jenissei (bei Irkutsk in Sibirien, zwischen dem Baikalsee und dem Karasee), Lena (Sibirien, am Baikalsee), Memel (Minsk, Kaliningrad, mündet in die Ostsee), Ob (Westsibirien), Kama (bei Moskau/Kasan) und Tschüi (nördliches Kirgistan). Seen: Aralsee (Südkasachstan), Kontshezero (Südkarelien), Saissansee (Ostkasachstan)).

Nach geographischer Lage gehören drei Gewässer (Fluss Memel, Fluss Kama und Kontshezero See) zu Nordeuropa, da aufgrund der Definition von Deger & Hettlage (2007) der europäische Teil Russlands in den Osten bis zum Gebirgszug des Urals reicht. Für eine allumfassende Analyse werden hier auch die nicht europäischen nördlichen Binnengewässer berücksichtigt. Anhand der großen Datenmenge bestimmten Dogiel et al. (1958) für das Rotaugen drei Kategorien von Parasiten. Die **erste Kategorie** stellen weit verbreitete Parasitenarten dar, welche unabhängig vom Gewässertyp und Breitengrad in mindestens sechs Gewässern vorgefunden wurden. Zu dieser Kategorie gehören *Myxobolus bramae*, *Diplozoon paradoxum*, *Dactylogyrus sphyrna*, *D. crucifer*, *Bucephalus polymorphus*, *Diplostomum spathaceum*, *Raphidascaris* spp. und *Ergasilus sieboldi*. Aus dem ubiquitären Vorkommen schlussfolgerten die Autoren, dass diese Parasitenarten nicht in der Lage sind, einen Gewässertyp zu charakterisieren. Zudem wurde die Wirtsspezifität dieser Parasitenarten als generalistisch oder als ausschließlich für das Rotaugen spezifisch zusammengefasst. Diese Aussage deckt sich mit der Aussage über die Parasitenfauna von Rotaugen britischer Binnengewässer von Chubb (1970). Auch dieser Autor beschrieb die Parasitenfauna als unspezifisch bzw. charakteristisch für Cypriniden. Den genannten Autoren war zudem gemein, dass sie über die große Variationsbandbreite der Parasitenfauna in unterschiedlichen Gewässern berichteten. **Unter Berücksichtigung der Ergebnisse aus Kapitel 5.5.1 kann genau diese weite Verbreitung in Kombination mit der Variationsbandbreite (seltener vorkommender Parasitenarten) zur Gewässertypisierung verwendet werden.**

Der **zweiten Kategorie** werden nach Dogiel et al. (1958) seltene Parasitenarten (z. B. *Eubothrium* sp., *Proteocephalus torulosus*, *Rhabdochona denudate* (Dujardin, 1845), *Capillaria tomentosa*, *Camallanus lacustris*, *Echinorhynchus salmonis* Müller, 1780, *Ergasilus briani* Markewitsch, 1932, *Lernaea cyprinacea* L.) zugeordnet, welche insgesamt ein bis zwei Mal vorgefunden wurden und entweder allgemein selten, nur beim Rotaugen selten oder nur im untersuchten Gewässer selten sind. Die **dritte Kategorie** bilden Parasitenarten, welche die geographische Lage des Gewässers aufzeigen. So indiziert der Digenea *Neacus cuticola* Gewässer südlicher Breitengrade wie den Aralsee in Südkasachstan und den Saissansee in Ostkasachstan. Parasitenarten wie die Digenea *Palaeorchis unicus* Szidat, 1943, *P. incognitus* Szidat, 1943 und *Nicolla skrjabini* (Iwanitzky, 1928) hingegen kommen ausschließlich in südwestlichen Gewässern vor. Insgesamt stellten die Autoren eine Verarmung der Parasitenfaunen der karpfenartigen Fische von West nach Ost fest.

Wendet man die durch Dogiel et al. (1958) vorgeschlagene Kategorisierung der Parasitenfaunen auf die hier erzielten Ergebnisse sowie auf sämtliche Vorarbeiten in den Gewässern NRW an, so können auch nach 50 Jahren Forschung die erste und die zweite Kategorie bestätigt werden. Die weit verbreiteten Arten in der Kategorie eins gelten auch in den genannten Arbeiten als weit verbreitet. Die seltenen Arten in der Kategorie zwei wurden auch in den hier ausgewerteten Untersuchungen selten bzw. nicht vorgefunden. Die Kategorie drei kann weder bestätigt noch dementiert werden, da hier kein Vorkommen von Parasitenarten an ihren Verbreitungsgrenzen bzw. denen des Rotauges analysiert wurde.

Eine weitere umfangreiche Untersuchung in den nordeuropäischen Binnengewässern Russlands, welche hier hinzugezogen wird, wurde von Evlanov (1993) in den Gewässern der Kaliningrader Region durchgeführt. Zwischen 1977 und 1981 wurde die Parasitenfauna von zwölf Süßwasserfischarten aus sieben Gewässern untersucht. Dabei handelte es sich um die Seegruppe Vishtynetskoye mit dem Hauptgewässer Vishtynetskoye See und vier kleineren Gewässern in direkter Umgebung (Marinovo See, Kamishovo See, Borovikovo See und Ostrovnoe See), zwei Talsperren sowie dem zweigeteilten Pawdinsker Stausee am Fluss Alle. Beim saisonalen

Vergleich der Parasitenfaunen in den Gewässern nutzte auch dieser Autor die Rotaugen als einen Indikatororganismus. Dabei legte er 18 Kernarten für das Rotauge fest, welche jedes Jahr in den sieben Untersuchungsgewässern eine Prävalenz über 60% erreichten (*Myxobolus rhodei* Leger, 1905, *M. obesus* (Gurley, 1893), *M. pseudodispar* Gorbunova, 1936, *M. rutili* Donec & Tzyyakova, 1984, *M. carassii* Klokaceva, 1914, *M. diversicapsularis* Slukhai, 1984, *Apisoma piscicola*, *Dactylogyrus crucifer*, *D. sphyrna*, *D. nanus*, *Paradiplozoon homoion*, *Allocreidium isoporum* (Wisniewski, 1958), *Sphaerostoma globiporum* (Rudolphi, 1802), *Diplostomum helveticum* (Dubois, 1929), *D. spathaceum*, *Posthodiplostomum cuticola*, *Rhaphidascaris acus*). Aufgrund der schwankenden Befallshäufigkeiten in Abhängigkeit von der Jahreszeit schlussfolgerte der Autor eine starke Temperaturabhängigkeit für die Entwicklung der Monogenea und der Digenea. Die Parasitierung der Rotaugen in den genannten Gewässern war im Vergleich mit anderen Fischarten besonders divers.

Fasst man die Untersuchungen von Dogiel et al. (1958) und Evlanov (1993) unter Berücksichtigung der hier vorliegenden Arbeit sowie der Auswertung der Vorarbeiten aus NRW zusammen, so lassen sich Parasitenarten der Gattungen ***Diplozoon*** und ***Paradiplozoon*** sowie die Arten ***Dactylogyrus sphyrna***, ***D. crucifer***, ***Diplostomum spathaceum***, ***Posthodiplostomum cuticola*** und ***Ergasilus sieboldi*** beim Rotauge als gewässertypübergreifend und ubiquitär in den nordeuropäischen Gewässern vorkommend definieren. Nach der hier durchgeführten Definition der Wirtsspezifität (Kapitel 3.5 und Tab. 6) parasitiert lediglich *P. homoion* überwiegend beim Rotauge, wodurch die definierten Parasitenarten zum größten Teil aus Generalisten bestehen.

Ergänzend kann die Studie von Ieshko et al. (2015) angeführt werden, in welcher aus dem u. a. durch Schwermetalle belastetem Kostomukshskoje See in Karelien, Russland, eine generalistische Parasitenfauna für die Rotaugen aufgezeigt werden konnte. Dabei waren Cypriniden-spezifische Cestoden, Trematoden und Acanthocephalen besonders selten, während *Ligula intestinalis*, *Philometra rischta* und *Pseudocapillaria tomentosa* vereinzelt vorgefunden wurden. Dominiert wurde die Parasitenfauna von Parasitenarten mit einem monoxenen LZ sowie von Digeneen der Gattung *Diplostomum* und *Tylodelphys*, welche den Fisch aktiv durch Cercarien infizieren. Die Ergebnisse von Ieshko et al. (2015) stimmen mit der im Rahmen der vorliegenden Untersuchung vorgefundenen Parasitenfauna überein und zeigen die Übertragbarkeit der Ergebnisse auf andere Gewässer und Regionen.

Betrachtet man die Parasitenfaunen der Süßwasserfische in den früheren Arbeiten von Dogiel et al. (1958), Chubb (1970) und in NRW, so kann deutlich eine Zunahme im Vorkommen der Cestodenart *Paradiplozoon scolecina* verzeichnet werden. Mit der ständig steigenden Anzahl des Brutbestands der piscivoren Vögel der Familie Phalacrocoracidae (Kormorane), insbesondere der Unterart *Phalacrocorax carbo sinensis* Blumenbach, 1798 seit Mitte des 20. Jh. (Keller & Müller 2015), steigt auch die Abundanz des durch diese Vogelart verbreiteten *P. scolecina* in den nordeuropäischen Binnengewässern stark an. Die Analyse sämtlicher aktueller Vergleichsarbeiten ergab eine weite Verbreitung dieser Parasitenart nicht nur in den Rotaugen, sondern auch in anderen Süßwasserfischen wie *A. brama*, *P. fluviatilis* und *T. tinca* in den Binnengewässern MVs (eigene Untersuchung), in den Gewässern NRW (z. B. Grabowski 2007, Rohde 2010) sowie in den Gewässern Lettlands (Kirjusina 2004) und der Kaliningrader Region (Tschukalova 2008). Im Gegensatz zu aktuellen Studien konnte in den früheren Arbeiten der Vogelcestoda deutlich seltener vorgefunden werden. Diese Beobachtung zeigt die hohe Relevanz von parasitologischen Langzeitstudien im Hinblick auf die anthropogenen Eingriffe und daraus resultierende Veränderungen in aquatischen Systemen. Anhand der Verbreitung von

P. scolecina kann aufgezeigt werden, dass der kontrovers diskutierte Schutz des Kormorans auf unterschiedlichen Ebenen in das Ökosystem eingreift und der Kormoran aktuell diversen Raubfischen sowie piscivoren Vögeln nicht nur als starker Nahrungskonkurrent dient, sondern die Parasitenzusammensetzung insbesondere in isolierten Gewässersystemen stark formt. Aufgrund der erst kürzlich entstandenen ubiquitären Verbreitung mit z. T. hohen Intensitäten (Salzmann et al. 2014) eignet sich dieser Cestoda als neuer Indikatororganismus für Stehgewässer (Kapitel 5.5.1).

Die Parasitenfauna des Rotauges war bereits in den Untersuchungen von Dogiel et al. (1958) von Generalisten dominiert (**Hypothese IV**). Demnach kann die Aussage getroffen werden, dass die anthropogene Belastung der Gewässer nicht der Auslöser für die geringe Wirtsspezifität der nordeuropäischen Parasitenfauna darstellt. Aufgrund der umfassenden Datenbasis kann geschlussfolgert werden, dass die vorgefundene Kombination von generalistischen Parasiten als charakteristisch fürs Rotauge gilt. Der **V Hypothese** entsprechend konnten die hier vorlegten Ergebnisse in den nordeuropäischen Binnengewässern bestätigt werden.

5.6 Überarbeitung der Bestimmungsmethoden für ausgewählte Schadparasiten

Im Rahmen der hier vorgelegten Arbeit wurde für die Gattungen *Ergasilus*, *Argulus*, *Diplozoon* und *Paradiplozoon* die Artidentifikation präzisiert. Bei den ausgewählten Parasitenarten handelt es sich um im Süßwasser häufig vorkommende Ektoparasiten mit einem starken **Schadpotenzial** für Zuchtfische (Schäperclaus 1979). Die hier erarbeitete Identifikationsmethode ermöglicht nicht nur die genannten Parasiten präzise bis zur Art zu identifizieren, sondern dient zusätzlich dazu neue Arten in den genannten Gattungen frühzeitig zu erkennen.

Die Artdiagnose der **Ergasiliden** führte bisher oft zu vorschnellen Diagnosen, wodurch die meisten parasitierenden Crustacea als *Ergasilus sieboldi* identifiziert wurden. Dabei gibt es mindestens elf weitere Arten in dieser Gattung im Süßwasser (Bauer 1987), welche jedoch je nach Morphologie oft direkt ausgeschlossen werden können. Besonders häufig wird in der Literatur die blaue Pigmentierung im Cephalothorax von *E. sieboldi* als Unterscheidungsmerkmal angemerkt (Amlacher 1972, Schäperclaus 1979, Körting 2006). Bedingt dadurch, dass die Färbung lediglich bei neu festgesetzten Individuen stark ausgeprägt ist sowie diese durch die hier angewendete Fixierungsmethode aufgehellt wurde, waren einige der hier isolierten Individuen frei von Pigmentierung. Amlacher (1972) und Schäperclaus (1979) schlagen zur Differenzierung neben der Pigmentierung unpräzise Merkmale wie die Körpergröße bzw. die Länge der Eitrauben der Tiere vor. Aufgrund des Körperbaus und der Körpergröße ist im Süßwasser bisher lediglich eine Verwechslungsart *E. briani* für den häufigen *E. sieboldi* wahrscheinlich. Um die hier vorgefunden Ergasiliden zu identifizieren sowie auch in Zukunft eine verlässliche Differentialdiagnose durchführen zu können, müssen die Krebse zusätzlich auf die Borstenanzahl an ihrem fünften Beinpaare geprüft werden. Dieses Unterscheidungsmerkmal führte Bauer (1987) in seinem Bestimmungsbuch zwischen den beiden Arten *E. briani* (eine Borste) und *E. sieboldi* (zwei Borsten) an, ohne jedoch die Diagnose darauf zu akzentuieren. In der hier durchgeführten Literaturrecherche, in welcher ersichtlich wurde, dass entweder zu wenige, zu viele bzw. in Form zu variable Merkmale von den Autoren vorgeschlagen werden, wurde der Bedarf an Eigenschaften zur sicheren und schnellen Bestimmung von Ergasiliden deutlich. **Demnach wird vorgeschlagen, die zwei Borsten am distalen Ende des rudimentären 5. Schwimmbeinpaares der Crustaceen der Gattung *Ergasilus* bei der routinemäßigen Differentialdiagnose stets zu berücksichtigen** (Anhang IV, Fototafel 40, Bild C).

Bei den **Arguliden** erwies sich die gängige Unterscheidung zwischen dem ubiquitären *A. foliaceus* und dem Neozoa *A. japonicus* anhand der Form des Abdomens sowie der posterioren Reichweite des Carapax als unzureichend. Grundsätzlich wird bei der Differenzialdiagnose der einzelnen Arguliden die Morphometrie vernachlässigt, während die Form von bestimmten Körperteilen an Bedeutung gewinnt. **Somit mussten weitere morphologische Charakteristika wie die spitz zulaufende Form des proximalen Segmentes des 2. Thorakalbeinpaars und die Berührung der proximalen Segmente des 3. und 4. Thorakalbeinpaars herangezogen werden** (Moller 2015), um *A. foliaceus* von der neu eingewanderten Art *A. japonicus* trennen zu können (Anhang IV, Fototafel 39). Da allerdings die markanten Segmentformen der Thorakalbeinpaare bei weiblichen Exemplaren fehlen, muss bei ihnen zur Artbestimmung das Verhältnis der Abdomenlänge zu seiner Einschnittslänge gemessen werden (Soes et al. 2010). Die beiden hier angewendeten Differenzierungsmethoden von Soes et al. (2010) und Moller (2015) haben sich lediglich in Kombination mit der Form des Abdomens sowie der Form bzw. Berührung der Beinsegmente als aussagekräftig erwiesen. Bei weiblichen Exemplaren gestaltete sich die Bestimmung deutlich schwieriger. Zusammenfassend müssen weiterhin sämtliche oben genannten Merkmale berücksichtigt werden, während die von Stammer (1959) vorgeschlagene Unterscheidung anhand der Intensität der Pigmentierung als unpräzise und überholt gewertet wird.

Bisher wurden oft sämtliche detektierten Doppeltiere einer Sammelart *Diplozoon paradoxum* zugeschrieben. Innerhalb der Gattungen ***Diplozoon*** und ***Paradiplozoon*** führte die von vielen Autoren angewendete Vermessung von Vorder- und Hinterkörper sowie der Haftklammern und Saugscheiben durch eine hohe Variabilität zu Überschneidungen von Messdaten und damit zu Fehlbestimmungen. Generell liegen die enormen Größenunterschiede einzelner Elemente in der Kontraktilität und Dehnbarkeit des Diplozoenkörpers begründet. Die hier durchgeführte Literaturrecherche zeigte auf, dass für die Artbestimmung zum einen die sklerotisierten Haftklammern von entscheidender Bedeutung sind. Die Form und Struktur der Haftklammer II-IV, insbesondere aber der Haftklammer III sowie ihrer einzelnen Bestandteile wie des Ergänzungsstücks, der Randleisten und der Mittelplatte, sind artspezifisch. Zum anderen aber eignet sich besonders gut die Länge des Larvalhakens und seines Stiels als Bestimmungsmerkmal (Matejusova et al. 2002, 2004). Seine definitive Größe wird bereits während der Embryonalentwicklung im Ei erreicht (Gläser & Gläser 1964) und variiert nicht mehr in Abhängigkeit von Fischart und -größe. **Damit stellt die Vermessung des Larvalhakens sowie die Bestimmung der Form des Ergänzungsstücks, der Randleisten und der Mittelplatte eine solide Bestimmungsmethode dar**, da die sklerotisierten Teile nicht vom Reifegrad des Parasiten, der befallenen Fischart sowie ihrer Größe abhängen, sondern stets einen stabilen Messwert aufweisen (Anhang IV, Fototafel 24-26).

Für die Gattungen *Argulus*, *Ergasilus*, *Diplozoon* und *Paradiplozoon*, welche in Fischzuchtanlagen ein hohes Schadpotenzial aufweisen, wurden präzisere Identifikationsmethoden erarbeitet, wodurch schnellere Differenzialdiagnosen möglich sind.

5.7 Bedeutung der Ergebnisse für die Entwicklung der Binnenfischerei und der Aquakultur in MV

In nordeuropäischen Binnengewässern können Süßwasserfische Überträger von einigen humanpathogenen Krankheitserregern sein. Im Folgenden werden die laut WHO (World Health Organization) wichtigsten metazoischen Parasitenarten aufgezählt (Chai et al. 2005) und durch eigene Untersuchungen ergänzt. Durch den Verzehr von rohem oder ungenügend gekochtem Fischfilet können metazoische Parasitenstadien auf den

Menschen übertragen werden. Dabei nutzen die humanpathogenen Parasiten die Süßwasserfische als ZW und statt dem eigentlichen EW den Menschen als Fehlwirt, wobei sie dort nicht geschlechtsreif werden können, aber allergische Reaktionen oder Organschäden verursachen können. Besonders bekannt ist der Befall mit dem Grubenkopfbandwurm *Diphyllobothrium latum*. Dabei fungieren Copepoden als 1. ZW, während Fische wie Hechte, Fluss- und Kaulbarsche dem Parasiten als 2. ZW dienen. In der Leber bzw. in der Muskulatur der Fische entwickelt sich das für den Menschen infektiöse Plerocercoid. Dieser bis zu 20 m lange Cestoda parasitiert beim Menschen im Darm und kann Anämie und Vitamin B12 Mangel verursachen (Reichenbach-Klinke 1966, Mehlhorn & Peters 1983, Williams & Jones 1994, Rapp 2010). Aus der Großgruppe der Digenea kann der Katzenleberegel *Opisthorchis filineus* durch Cypriniden, insbesondere durch Schleien auf den Menschen übertragen werden, wobei die Gallengänge und die Leber infiziert werden und es zu Entzündungen sowie zur Bildung von Gallensteinen kommen kann. Die Hauptverbreitungsgebiete dieses Saugwurms sind Nordasien und Nordeuropa (Reichenbach-Klinke 1966, Mehlhorn & Peters 1983, Chai et al. 2005).

Während die oben beschriebenen Parasitenarten zu den bekannten humanpathogenen Erregern im Süßwasser gehören, konnte im Rahmen der hier vorgelegten Untersuchung ein Nematode detektiert werden, welcher nur selten als Krankheitserreger des Menschen in der Literatur aufgeführt wird. Der Nematode *Eustrongylides tubifex* wurde encystiert in den Mesenterien des Kaulbarsches nachgewiesen. Dieser Fadenwurm nutzt z. B. Gänsesäger (*Mergus merganser* L.) als EW, während in nordeuropäischen Binnengewässern diverse Süßwasserfische wie der Fluss- und Kaulbarsch sowie der neozoische Schwarzbarsch (*Micropterus dolomieu* Lacepede, 1802) dem Parasiten als ZW dienen (Karmanova 1968, Cooper et al. 1978, Measures 1987). Post mortem wandert der Parasit in das Fischfilet und kann bei Menschen u. a. Gastritis verursachen (Novakov et al. 2013, Moschu 2014).

Insgesamt stellen Süßwasserfische keine bedeutende Infektionsquelle für den Menschen dar (Dogiel et al. 1958). Neben diversen Bakterien wie dem Erreger des **Schweinerotlaufs** durch *Erysipelothrix rhusiopathiae* Migula, 1900, gibt es nur wenige zoonotische Krankheitserreger in Süßgewässern. Dagegen gibt es viele fischpathogene Parasitenarten, welche in den meisten Gewässern mit unterschiedlicher Intensität verbreitet sind und unter ungünstigen Bedingungen große wirtschaftliche Schäden am Wild- oder Zuchtfisch anrichten können (Körting 2006). In MV fanden die meisten vorangegangenen fischparasitologischen Untersuchungen überwiegend in den Küstengewässern statt. Bei einer hohen Anzahl an Teichwirtschaften und Aquakulturanlagen wie im Bundesland Mecklenburg-Vorpommern ist das Gefahrenpotenzial, welches für die Zuchtfische von Wildfischen ausgeht völlig ungeklärt. Zudem bestehen Wissenslücken über zoonotische Parasitenarten in den heimischen Binnengewässern. Durch Besatzmaßnahmen und Köderfische findet stets ein Organismenaustausch zwischen Gewässern des gleichen und unterschiedlichen Typs, aber auch ein grenzüberschreitender Austausch zwischen Gewässern unterschiedlicher Länder statt. So konnten im Rahmen dieser Arbeit neben seltenen bzw. neuen Nachweisen (*T. puytoraci*, *P. sagittus*) auch der hoch pathogene Monogenea *A. percae* erstmalig in Norddeutschland und zum zweiten Mal in deutschen Gewässern (Behrmann-Godel 2014) nachgewiesen werden. Nach der umfassenden parasitologischen Untersuchung kann somit geschlussfolgert werden, dass ein Transfer des wenig parasitierten Giebels in ein anderes Gewässer weniger kritisch als ein Transfer der divers parasitierten Rotfeder zu bewerten ist.

Im Rahmen der vorliegenden Untersuchung konnte für insgesamt 40 Parasitenarten eine Aquakulturrelevanz nachgewiesen werden. In MV konnte anhand der untersuchten Seen MS und HSS für **33 Parasitenarten** eine

hohe Relevanz für die heimische Fischereiwirtschaft ermittelt werden (Tab. 6). Im Folgenden werden die Schadwirkung der wichtigsten Parasiten sowie die Therapiemöglichkeiten erläutert. Dabei muss bedacht werden, dass nur aufgrund zu hoher Besatzdichten, Stress oder Vorbelastung durch Viren und Bakterien erworbene Disposition der Fische in Kombination mit für den Parasiten günstigen Bedingungen (z. B. bestimmte Wassertemperatur und -qualität) Massenausbrüche der folgenden Parasitenarten vorkommen können.

Die meisten aquakulturrelevanten Arten wurden innerhalb der Großgruppen Ciliophora und Monogenea vorgefunden. Der Erreger der sogenannten Ichthyophthiriose oder Weißpünktchenkrankheit ist der Einzeller *I. multifiliis*, welcher bei starkem Befall in Form von bis zu 1 mm großen weißen Flecken auf der Oberfläche des Fisches sichtbar ist. Die Parasiten dringen bis in die Blutgefäßwände der Kiemen vor und verursachen Entzündungen, was zur Verkleinerung der Kiemenoberfläche und so zur Atemnot bis hin zum Tod des Fisches führen kann. Durch eine erhöhte Fließgeschwindigkeit (7 cm/sek) oder durch die Behandlung der Bodenstadien mit Peroxidpräparaten, welche durch einen Fachtierarzt verordnet werden, kann dieser Einzeller in Fischzuchtanlagen behandelt werden (Körting 2006, Rapp 2010, Dickerson 2012). Die Ciliaten der Gattungen *Trichodina* und *Trichodinella* zählen zu den häufigsten Fischparasiten weltweit (Körting 2006) und ernähren sich insbesondere von auf verletzten Kiemenbereichen auftretenden Bakterien (Mehlhorn et al. 1992). Die sogenannten Schwächeparasiten (Rapp 2010) verursachen durch das Rotieren ihrer sklerotisierten Hakenkränze Schäden am Fisch, trüben die Hautoberfläche und können zu Sekundärinfektionen mit weiteren Pathogenen führen. Durch Verbesserung der Hälterungsbedingungen oder durch Formalinbäder bei starkem Befall kann die Infektion kontrolliert werden (Körting 2006, Rapp 2010). Durch Digenea *Diplostomum* spp., *P. cuticola* und *T. clavata* verursachte Erkrankungen werden **Cercariosen** genannt. Das Masseneindringen der Cercarien durch die Haut- oder Kiemenoberfläche gefährdet dabei insbesondere Jungfische. Während Augenwürmer wie *Diplostomum* spp. und *T. clavata* Erblindungen verursachen können, löst *P. cuticola* die Schwarzpünktchenkrankheit aus (Schäperclaus 1979). Als Therapiemöglichkeit kann die allgemeine Teichhygiene sowie die Bekämpfung der Mollusken (1. ZW), genannt werden (Rapp 2010). Laut Deufel (1975) wurden im Bodensee bis zu 5 t Verluste pro Jahr durch Cercariose verursacht, wobei die Hauptbefallszeiten zwischen Mai und August lagen. Die Kiemensaugwürmer der Gattungen *Dactylogyrus*, *Diplozoon* und *Paradiplozoon* gehören europaweit zu den wirtschaftlich relevantesten Krankheitserregern bei Fischen (Rapp 2010). Die spezielle Morphologie der Mittelhaken der *Dactylogyrus*-Arten verursacht eine starke Wirtsreaktion in Form von Hyperplasie. Die Folgen sind das Unterbinden der Blutzirkulation oder sogar Einschlüsse des Haptors ins Fischgewebe (Hayward et al. 2001). Generell ernähren sich die Monogenea von den Oberhautzellen, wodurch es zu Entzündungen, Beeinträchtigung der Atmung und Hauttrübungen kommt. Die Vermehrung ist stark temperaturabhängig. Dies lässt die Parasiten in den Sommermonaten ihr Vermehrungsmaximum erreichen, wobei insbesondere bei Jungfischen große Schäden verursacht werden (Rapp 2010). Durch Futtermedikation, Badebehandlungen mit Praziquantel aber vor allem durch Prophylaxe wie Teichbodendesinfektion mit Branntkalk sowie Konditionsfütterung der Fische kann eine Reduktion des Befalls erreicht werden (Mehlhorn et al. 1992, Körting 2008, Rapp 2010). Für die Pathogenität des Monogenea *Ancyrocephalus percae* am Flussbarsch siehe Kapitel 5.2.2. Ein Egelbefall, wie mit dem hier vorgefundenen *P. geometra*, findet in Teichanlagen oft bei bereits geschwächten oder erkrankten Fischen statt. Der Egel fungiert als Vektor (Überträger), wobei durch das Blutsaugen Viruskrankheiten wie die Frühlingsvirämie (SVC), Blutflagellaten der Gattungen *Trypanoplasma* und *Trypanosoma*, Bakterien der Art *Aeromonas salmonicida* (Lehmann &

Neumann, 1896) oder Nematoden der Gattung *Dracunculus* auf den Fisch übertragen werden können (Schäperclaus 1979, Körting 2006, Rapp 2010). Die Behandlung der Teichböden mit Branntkalk sowie die Trockenlegung der Teiche können neben den Kurzzeitbädern mit Branntkalk die Fischegel bekämpfen (Rapp 2010). Aus der Großgruppe der Crustacea sind parasitische Krebse der Gattungen *Ergasilus* und *Argulus* mit hohen Intensitäten besonders pathogen in Fischzuchtanlagen. Der ubiquitäre *E. sieboldi* nimmt als Nahrung das Kiemengewebe und Blut auf und verursacht mechanische Zerstörungen der Sekundärlamellen. Anämie und Beeinträchtigung der Atmung, Schleimabsonderung und Nekrosen sind die Folgen. Durch eine Kontrolle von Besatzfischen kann der Eintrag des Parasiten verhindert werden. Eine Abfischung von stark befallenen Fischen sowie eine Behandlung der Teiche mit Viehsalz kann zudem einem Massenbefall vorbeugen (Körting 2006, Rapp 2010). Der häufig vorkommende *A. foliaceus* gehört zu den pathogensten Parasiten von Süßwasserfischen. Dieser obligate Parasit hat ein breites Wirtsspektrum und befällt überwiegend Fische der Familien Cyprinidae, Percidae und Salmonidae. In Europa wurden bisher nur drei Vertreter der Gattung *Argulus* (*A. coregoni*, *A. foliaceus*, *A. japonicus*) nachgewiesen. Arguliden schädigen den Fisch direkt durch Entzug von Blut und Gewebesäften und indirekt als Vektoren der Frühlingsvirämie (Virus: *Rhabdovirus carpio*), der Erythrodermatitis (Bakterium: *Aeromonas salmonicida*) sowie der gefährlichen Bauchwassersucht (Bakterium: *Pseudomonas punctata* (Zimmermann, 1890). Zudem können sich Hautgeschwüre bilden oder Sekundärinfektionen mit Pilzen oder anderen Pathogenen an der Einstichstelle auftreten (Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Mehlhorn & Piekarski 2002, Körting 2006, Rapp 2010). In der vorliegenden Untersuchung konnte zudem nachgewiesen werden, dass Arguliden nicht nur selbst an Fischen parasitieren, sondern als Vektoren für den Nematoden *Skrjabillanus tincae* fungieren, indem sie die L3-Larve durch ihren Stich auf den Wirt übertragen (siehe Anhang III-7) (Molnar & Szekely 1998). Die Pathogenität von *S. tincae* ist allerdings noch weitestgehend unerforscht. Zur Bekämpfung kann das Trockenlegen der Teiche, ihre Behandlung mit Branntkalk sowie der Einsatz von Metrifonat gegen die Karpfenlaus selbst sowie ihre Eier verwendet werden (Körting 2006, Rapp 2010). Weitere hier nicht diskutierte, jedoch in der Fischzucht relevante Parasitenarten sind der taxonomischen Beschreibung der einzelnen Parasitenarten im Anhang III zu entnehmen.

Die hier detektierte geringe Befallsintensität der Fische mit pathogenen Parasitenarten in Kombination mit der guten Kondition der Fische sowie der mäßigen anthropogenen Belastung der Untersuchungsgewässer lässt auf eine allgemein gute Fischgesundheit schließen. Die gewonnenen Erkenntnisse tragen zur Optimierung der Bekämpfung von Krankheitserregern in Fischereibetrieben des Bundeslandes MV sowie landesübergreifend bei. Zudem sensibilisiert neben der Detektion einer Vielzahl an fischpathogenen Parasitenarten auch der zoonotische Fund für die hohe Relevanz der Kenntnis der heimischen Parasitengemeinschaft von Wild- und Zuchtfischen, wodurch sich die **Hypothese VI** bestätigen lässt.

5.8 Fazit

Die in der Einleitung ausgearbeitete Historie der Fischparasitologie akzentuiert die Wichtigkeit der hier vorliegenden Forschungsarbeit. Die erstmalige und detaillierte Untersuchung der zehn Süßwasserfischarten sowie ihrer 74 protozoischen und metazoischen Parasitenarten in Kombination mit ökologischen Fragestellungen haben deutschlandweit eine große Bedeutung für die Binnenfischerei, Aquakulturbetriebe, Fischkonsumenten aber auch für zukünftige Forschungsarbeiten auf diesem Fachgebiet. Im Folgenden werden die dieser Untersuchung zugrunde liegenden Arbeitshypothesen und die Kapitel, in welchen sie bearbeitet wurden, zusammengefasst:

1. Der **Hypothese I** entsprechend ließen sich für Mecklenburg-Vorpommern neue Wirts- und Gebietsnachweise erstellen (Kapitel 5.1) sowie die Fischparasitenfauna des Malchiner Sees charakterisieren (Kapitel 5.2.4, 5.5.1).
2. Die **Hypothese II** konnte in den Kapiteln 5.2.1, 5.2.2, 5.2.4, 5.3 und 5.4 bestätigt werden, indem mit Hilfe der Parasitenfauna die Lebensweise der Fische aufgezeigt werden konnte.
3. Die **Hypothese III** konnte zu großen Teilen bestätigt werden (Kapitel 5.2.4 und 5.3.2). Lediglich die mit Hilfe der Parasitengroßgruppen von Blei und Ukelei gebildete Kategorie eins konnte mit der für sie anhand ihrer Parasitenfauna aufgezeigten Lebensweise aufgrund der intermediaten Lebensweise dieser Fische nicht bestätigt werden.
4. Der **Hypothese IV** zufolge werden die Fischparasitengemeinschaften sowohl in Binnengewässern MVs als auch in nordeuropäischen Süßgewässern durch weitverbreitete Generalisten dominiert, was in den Kapiteln 5.2.1, 5.2.2, 5.3, 5.4, 5.5, 5.5.1, 5.5.2 bestätigt werden konnte.
5. Der **Hypothese V** entsprechend bestätigen die hier erzielten Ergebnisse im Hinblick auf die Parasitendiversität, Artenzusammensetzung und -häufigkeit die vorangegangenen Untersuchungen in nordeuropäischen Gewässern, was insbesondere in den Kapiteln 5.1, 5.2, 5.3.1, 5.4, 5.5, 5.5.2 aufgezeigt werden konnte.
6. Der **Hypothese VI** entsprechend können Rückschlüsse auf die Fischgesundheit gezogen werden (Kapitel 5.7). Die Übertragbarkeit der Parasitierung der Rotaugen auf diverse Süßgewässer konnte im Kapitel 5.3 und 5.3.1 aufgezeigt werden, wodurch Rückschlüsse auf die Fischgesundheit gezogen werden konnten. Erstmals wurden in den Süßgewässern Deutschlands die Übertragungswege des Digenea *A. lucii* aufgezeigt (Kapitel 5.2.3). Zum Abschätzen des Gefahrenpotenzials wurde eine praktische Diagnose von Ektoparasiten im Kapitel 5.6 vorgeschlagen.

5.9 Ausblick

Die in dieser Arbeit gewonnenen Ergebnisse liefern Einblicke in die Parasitenzusammensetzung der Süßwasserfische in Gewässern MVs und anderen nordeuropäischen Binnengewässern. Dadurch kann die vorliegende Arbeit als ein **Standardwerk** für zukünftige Untersuchungen auf diesem Fachgebiet betrachtet werden. In Kombination mit der am Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie der Heinrich-Heine Universität Düsseldorf entstandenen Datenbasis über die Parasitenfauna von Süßwasserfischen sollten sämtliche Ergebnisse in Form eines **Bestimmungshandbuches**, eines illustrierten **Fischparasitenführers** bzw. einer **Checkliste** für die Binnengewässer Deutschlands veröffentlicht werden. Damit wäre zum einen für die Betreiber der Fischereiwirtschaften und Aquakulturanlagen aber auch für Fischkonsumenten eine praktische Diagnose möglich. Zum anderen würde man vorherrschende Wissenslücken auf dem Gebiet der heimischen Fischparasitenfauna schließen.

Taxonomisch konnten mit dieser Arbeit bisher häufig vorkommende und gut beschriebene Parasitenarten bei der Differentialdiagnose präzisiert werden. Damit wurde auf die Relevanz der zukünftigen Studien auf diesem Fachgebiet hingewiesen. Um die tatsächliche Biodiversität der Fischparasiten in Binnengewässern in Nordeuropa zu erfassen, sollten zukünftig bisher lediglich molekulargenetisch bestimmte Parasitenarten auch taxonomisch beschrieben werden. Ergänzend dazu sollte der molekulargenetische Nachweis von weit verbreiteten Parasitenarten, welche bisher außer Acht gelassen wurden, aufgearbeitet werden, um so ein Gleichgewicht zwischen den neuen Methoden der Molekulargenetik und der jahrzehntelang sich bewährten taxonomischen Beschreibung zu schaffen.

Im Rahmen der vorliegenden Untersuchung wurden vielfältige Lebenszyklen der nachgewiesenen Fischparasitenarten aufgezeigt. Dabei konnten Wissenslücken insbesondere über das Stadium des Digenea *Azygia lucii* im Fischwirt festgestellt werden. Deshalb wird hier vorgeschlagen, in zukünftigen Untersuchungen eine Beprobung von Hecht, Kaul- und Flussbarsch sowie vom Aal durchzuführen. Die Differenz zwischen der Anzahl der Eier sowie die Parasitengröße in den jeweiligen Wirten können dabei Hinweise auf das Stadium von *A. lucii* im Wirt geben. Aus der Diskussion im Kapitel 5.2.3 gehen folgende noch offene Fragestellungen hervor:

1. Sind die Eier im Uterus des *A. lucii* ein Beleg für einen „adulten“ Digenea, und können somit andere Fischarten dem Parasiten auch als vollwertige Endwirte bzw. Nebenwirte dienen?
2. Welche ökologischen Faktoren beeinflussen die Entwicklung von *A. lucii*?
3. Anhand welcher Merkmale lassen sich adulte und präadulte *A. lucii* unterscheiden?
4. Vollzieht der Parasit eine progenetische Entwicklung aufgrund von bestimmten ökologischen Faktoren in seinem Stapelwirt, wobei der Hecht weiterhin der einzige EW bleibt?
5. Weist *A. lucii* eine insgesamt geringere Wirtsspezifität auf als zuvor angenommen, unabhängig von ökologischen Faktoren?

6. Literatur

- Al-Bassel DA, Abdel-Baki AS, ATWA MS (2007)** Trichodinid ectoparasites (Ciliophora: Peritrichia) of *Mugil cephalus* Linnaeus, 1758 from Lake Qarun, Egyptian Journal of Aquatic Research Biology and Fisheries 11 (4):13-26
- Aldridge DC, McIvor AL (2003)** Gill evacuation and release of Glochidia by *Unio pictorum* and *Unio tumidus* (Bivalvia: Unionidae) under thermal and hypoxic stress. Journal for Molluscan Studies 69:55-59
- Allner B (2003)** Freilanduntersuchungen zur Geschlechterverteilung einheimischer Fischpopulationen. GOBIO GmbH:1-165
- Amin OM, Thielen F, Munderle M, Taraschewski H, Sures B (2008)** Description of a new echinorhynchid species (Acanthocephala) from the European eel, *Anguilla anguilla*, in Germany, with a key species of *Acanthocephalus* in Europe. Journal of Parasitology 94:1299-1304
- Amann E (2003)** Flohkrebse (Gammaridae) in Vorarlberg. Vorarlberger Naturschau, Dornbirn Österreich 12:65-76
- Amjad S, Gray JS (1983)** Use of the Nematode-Copepod Ratio as an Index of organic pollution. Marine Pollution Bulletin 14 (5):178-181
- Amlacher E (1972)** Taschenbuch der Fischkrankheiten. 2. erweiterte Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart:1-378
- Amlacher E (1976)** Taschenbuch der Fischkrankheiten für Veterinärmediziner und Biologen. 3. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena:1-394
- Anderson TF (1951)** Techniques for the preservation of threedimensional structure in preparing specimens for the electron microscope. Transactions of the New York Academy of Sciences 2 (13):130-134
- Anderson RC (2000)** Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. CAB International, Wallingford:1-650
- Andrews C (1979)** Host specificity of the parasite fauna of perch *Perca fluviatilis* L. from the British Isles, with special reference to a study at Llyn Tegid (Wales). Journal of Fish Biology 15:195-209
- Andrews C, Exell A, Carrington N (2005)** Fischkrankheiten. Vorbeugen, erkennen, behandeln. Eugen Ulmer GmbH & Co:1-216
- Arias-González JE, Morand S (2006)** Trophic functioning with parasites: a new insight for ecosystem analysis. Marine Ecology Progress Series 320:43-53
- Arthur JR, Lumanlan-Mayo S (1997)** Checklist of the parasites of fish of the Philippines. FAO Fisheries Technical Paper, Rome 369:1-102
- Arthur JR, Ahmed ATA (2002)** Checklist of the parasites of fishes of Bangladesh. FAO Fisheries Technical Paper Rome 369 (1):1-77
- Austin B (2007)** The involvement of pollution with fish health. In: Mothersill C, Mosse I, Seymour C (Eds.) Multiple Stressors: A Challenge for the Future; Springer: Dordrecht, The Netherlands:13-30
- Avdeeva EV (1989)** Zusammenstellung der Parasitenfauna von Süßwasserfischen in Talsperren des Flusses Düna. Autoreferat. Lomonosov Universität, Fakultät für Biologie, Moskau:1-24 (auf Russisch)
- Baer JG, Euzet L (1961)** Classe des monogènes. In: Grassé P (Ed.) Traité de Zoologie. Masson et Cie, Paris 4:243-325
- Baer JG, Joyeux C (1961)** Plathelminthes, mésozoaires, acanthocéphales, nemertiens. In: Grassé P (Ed.) Traité de Zoologie. Masson et Cie, Paris 4:561-692
- Balling TE, Pfeiffer W (1997a)** Frequency distributions of fish parasites in the perch *Perca fluviatilis* L. from Lake Constance. Parasitology Research 83:370-373
- Balling TE, Pfeiffer W (1997b)** The parasitism of fish from Lake Constance - a comparison of present and earlier data. Parasitology Research 83:793-396
- Barda I, Purina I, Balode M (2007)** Summer phytoplankton as indicator of water quality in the lakes Liels and Mazais Baltezers. In: 4th international conference "Research and conservation of biological diversity in Baltic Region" Daugavpils, Book of Abstracts:1-144
- Barda I, Kankaanpää H, Purina I, Balode M, Sjövall O, Meriluoto J (2015)** Bioaccumulation of hepatotoxins-A considerable risk in the Latvian environment. Environmental Pollution 196:313-320

- Barker DE, Khan RA, Hopper R (1994)** Bioindicators of stress in winter flounder, *Pleuronectes americanus*, captured adjacent to a pulp and paper mill in St. George's Bay, Newfoundland. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 51:2203-2209
- Bauch G (1966)** Die einheimischen Süßwasserfische. 5. Auflage, Neumann-Neudamm, Melsungen:1-200
- Bauer ON (1984)** Key to parasites of freshwater fishes of USSR. Volume 1. Nauka, Leningrad:1-428 (auf Russisch)
- Bauer ON (1985)** Key to parasites of freshwater fishes of USSR. Volume 1, part 1. Nauka, Leningrad, USSR:1-440 (auf Russisch)
- Bauer ON (1987)** Key to the parasites of freshwater fish of the USSR. Volume 3, part 2: Parasitic Metazoa. Nauka, Leningrad, USSR:1-583 (auf Russisch)
- Bauer ON, Abrosov VN, Raikova EV, Zaika VE (1959)** Parasites of freshwater fish and biological basis of their control. Bulletin of the State Scientific Research Institute of Lake and River Fisheries 49:1-236
- Bauer ON, Musselius VA, Nikolayeva VM, Strelkov YA (1977)** Fish diseases (Ichthyopathology). Pishchevaya promysklyennost. Press Moscow:1-431
- Baur WH, Bräuer G, Rapp J (2010)** Nutzfische und Krebse. Lebensraum, Erkrankungen und Therapie. 3. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart:1-244
- Begon M, Townsend CR, Harper JL (2005)** Ecology. From individuals to ecosystems. Wiley, Blackwell:1-752
- Behrmann-Godel J (2011)** Heterogenität von Parasitengemeinschaften in Ökosystemen-Parasiten als selektiver Faktor? In: Bannert B, Knopf K, Vohland K (Eds.) Infektionskrankheiten und Biodiversität in anthropogen veränderten Gewässern. Workshop:7-10
- Behrmann-Godel J (2013)** Parasite identification, succession and infection pathways in perch fry (*Perca fluviatilis*): new insights through a combined morphological and genetic approach. Parasitology 140 (4):509-520
- Behrmann-Godel J, Roch S, Brinker A (2014)** Gill worm *Ancyrocephalus percae* (Ergens 1966) outbreak negatively impacts the Eurasian perch *Perca fluviatilis* L. stock of Lake Constance, Germany. Journal of Fish Diseases 37:925-930
- Bernies D (2011)** Untersuchungen zur Befallssituation des Aals *Anguilla anguilla* mit dem Schwimmblasenwurm *Anguillicoloides crassus* im Bodensee-Obersee. Dissertation, Veterinärmedizinische Fakultät der Universität Leipzig:1-108
- Bernies D, Daugschies A, Brinker A (2008)** Der Schwimmblasenwurm *Anguillicola crassus* im Bodensee-Obersee. Aquakultur und Fischereieinrichtungen, aus unserer Fischereiverwaltung, Informationsschrift der Fischereiforschungsstelle, des Fischereigesundheitsdienstes und der Fischereibehörden des Landes Baden-Württemberg mit Beiträgen von Gastautoren, Rundbrief 4:9-13
- Berra TM (2007)** Freshwater fish distribution. The university of Chicago Press, Chicago and London:1-606
- Beumer JP, Ashburner LD, Burbury ME, Jette E, Latham DJ (1983)** A checklist of parasites of the fishes from Australia and adjacent Antarctic territories. Commonwealth Institute of Parasitology, Technical Communication 48:1-99
- Bioplan/StALU MM (Institut für angewandte Biologie und Landschaftsplanung/Staatliches Amt für Landwirtschaft und Umwelt Mittleres Mecklenburg) (2012)** Limnologisches Gutachten Hohen Sprenger See (19004):1-72
- Biota/StALU MM (Institut für ökologische Forschung und Planung GmbH/Staatliches Amt für Landwirtschaft und Umwelt Mittleres Mecklenburg) (2014)** Managementplan für das FFH-Gebiet DE 2341-302, Malchiner See und Umgebung:1-123
- Bior (2012)** Lettisches Fischereijahrbuch. Latvijas Zivsaimniecības gadagrāmata, 16 gads:1-209 (auf Lettisch)
- Blanar CA, Munkittrick, KR, Houlahan J, MacLatchy DL, Marcogliese DJ (2009)** Pollution and parasitism in aquatic animals: A meta-analysis of effect size. Aquatic Toxicology 93:18-28
- Blank C (2015)** Fischparasiten von Flussbarschen (*Perca fluviatilis* L.) aus dem Drewitzer See und dem Krakower See, MV. Masterarbeit, Institut für Aquakultur und Sea-Ranching, Universität Rostock:1-90
- Blasco-Costa I, Faltynkova A, Georgieva S, Skirnisson K, Scholz T, Kostadinova A (2014)** Fish pathogens near the Arctic Circle: molecular, morphological and ecological evidence for unexpected diversity of *Diplostomum* (Digenea: Diplostomidae) in Iceland. International Journal for Parasitology 44:703-715

Bley R (2010) Fischparasiten von Rotaugen und Renken aus ausgewählten Talsperren unterschiedlicher Trophie in Nordrhein-Westfalen (NRW). Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf:1-96

BMEL (Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft) (2014) Nationaler Strategieplan Aquakultur Deutschlands. Hrsg. Referat 613 Fischereistruktur- und marktpolitik, Meeresumweltschutz. Rochusstraße 1, 53123 Bonn:1-89

BMU/UBA (Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit/Umweltbundesamt) (2004a) Dokumentation von Zustand und Entwicklung der wichtigsten Seen Deutschlands, Umweltbundesamt, Bonn:1-43

BMU/UBA (Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit/Umweltbundesamt) Hrsg. (2004b) Dokumentation von Zustand und Entwicklung der wichtigsten Seen Deutschlands Teil 2 Mecklenburg-Vorpommern, Umweltbundesamt, Bonn:1-370

BMU/UBA (Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit/Umweltbundesamt) (2014) Wasserwirtschaft in Deutschland Teil 1, Umweltbundesamt, Bonn:1-154

Bosc LAG (1797) Description des objets nouveaux d'Histoire naturelle trouvés dans une traversée de Bordeaux à Charlestown. Bulletin des Sciences par la Société Philomatique, Paris 2:9-10

Bouzid W, Lek S, Mace M, Hassine O, Etienne R, Legal L, Loot G (2008) Genetic diversity of *Ligula intestinalis* (Cestoda: Diphylobothriidea) based on analysis of inter-simple sequence repeat markers. Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research 46 (4):289-296

Brand C (2016) Vergleichende parasitologische Untersuchung von Aalen (*Anguilla anguilla* Linnaeus, 1758) aus dem Binnen- und Küstenbereich von MV und mögliche Auswirkungen des Parasitenbefalls auf die Aalpopulation. Institut für Aquakultur und Sea-Ranching, Universität Rostock:1-156

Braun M (1879-1883) Platyhelminthes. I Trematodes. In: Bronn HG (Ed.) Klassen und Ordnungen des Thier-Reichs, Leipzig: Akademische Verlagsgesellschaft MBH 4:303-925

Braun M (1894-1900) Platyhelminthes. II Cestodes. In: Bronn HG (Ed.) Klassen und Ordnungen des Thier-Reichs, Leipzig: Akademische Verlagsgesellschaft MBH 4:926-1731

Brick M (1997) Verordnung über das Naturschutzgebiet "Borgwallsee und Pütter See". §5 Zulässige Handlungen.

Brinker A (2009) Zur Parasitierung des Barsches und des Hechtes mit dem Hechtbandwurm. AUF, Aktuelles aus der Fluss- und Seenfischerei 2:10-15

Brinker A, Hamers R (2007) Evidence for negative impacts of plerocercoid infections of *Triaenophorus nodulosus* on *Perca fluviatilis* L. stock in Upper Lake Constance, a water body undergoing rapid reoligotrophication. Journal of Fish Biology 71:129-147

Broeg K, Zander S, Diamant A, Körtning W, Krüner G, Paperna I, Westerhagen H v. (1999) The use of fish metabolic, pathological and parasitological indices in pollution monitoring. Helgoland Marine Research 53:171-194

Bronn HG (1859-1901) Klassen und Ordnungen des Thier-Reichs, wissenschaftlich dargestellt in Wort und Bild, Leipzig: C.F. Winter

Brown TA (2007) Gentechnologie für Einsteiger. 5. Auflage, Elsevier GmbH, München:1-432

Buchmann K, Møllergaard S, Koie M (1987) *Pseudodactylogyrus* infections in eel: a review. Diseases of aquatic organisms 3:51-57

Buchmann K, Nielsen ME (1999) Chemoattraction of *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora) theronts to host molecules. International Journal for Parasitology 29:1415-1423

Buchmann (2012) *Pseudodactylogyrus anguillae* and *Pseudodactylogyrus bini*. In: Woo PTK, Buchmann K (Eds.) Fish parasites. Pathobiology and Protection. CABI, Wallingford, UK:209-224

Büsser P, Tschumi P-A (1987) Nahrungsökologie der Rotaugen (*Rutilus rutilus* L.) im Litoral und Pelagial des Bielersees. Schweizerische Zeitschrift für Hydrobiologie 49 (1):62-74

Bush O, Lafferty AD, Lotz JM, Shostak AW (1997) Parasitology meets ecology on his own terms. Margolis et al. revisited. Journal of Parasitology 83:575-583

Buttner A (1951) La progénèse chez les trematodes digenétique. Annales de parasitologie humaine et comparée XXVI:1-6

Bykhovskaya-Pavlovskaya IE, Gusev AV, Dubinina MN, Izymova NA, Smirnova TS, Sokolovskaja IL, Stein GA, Schulmann SS, Epstein VM (1962) Key to parasites of freshwater fish of the USSR. Academy of Sciences of the USSR, Zoological Institute, Moscow, Leningrad:1-776 (auf Russisch)

Castro-Pampillon JA, Soto-Bua M, Rodriguez-Dominguez H, Mejuto-Garcia J, Arias-Fernandez C, García-Estévez JM (2002) Selecting parasites for use in biological tagging of the Atlantic swordfish (*Xiphias gladius*). Fisheries Research 59:259-262

Chai JY, Murrell KD, Lymbery AJ (2005) Fish-borne parasitic zoonoses: Status and issues. International Journal for Parasitology 35:1233-1254

Chappell LH, Owen RW (1969) A reference list of parasite species recorded in freshwater fish from Great Britain and Ireland. Journal of Natural History 3:197-216

Chernogorenko-Bidulina MI, Blinznyk ID (1960) The life cycle of *Sphaerostoma bramae* Müller, 1776. Doklady Akademii Nauk SSSR, 134 (1):237-240 (auf Russisch)

Chubb JB (1970) The parasite fauna of british freshwater fish. In: Taylor AER, Muller R (Eds.) Aspects of fish parasitology. Blackwell scientific publications Oxford and Edinburgh. Symposia of the British Society for Parasitology 8:119-144

Chubb JB (1979) Seasonal Occurrence of Helminths in freshwater Fishes. Part II Trematoda. In: Lumsden WHR, Muller R, Baker JR (Eds.) Advances in Parasitology. Academic Press London 17:142-296

Cooper CL, Crites JL, Sprinkle-Fastkie DJ (1978) Population biology and behaviour of larval *Eustrongylides tubifex* (Nematoda: Dioctophymatida) in poikilothermous hosts. The Journal of Parasitology 64 (1):102-107

Coulibaly YHK (2007) Einfluss von exogenen Faktoren auf die Wirt-Parasit-Interaktion bei der Drehkrankheit der Salmoniden. Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München:1-79

Cunningham SA (2005) Incident, accident, catastrophe: cyanide on the Danube. Disasters 29:99-128

Cribb TH, Chisholm LA, Bray RA (2002) Diversity in the Monogenea and Digenea: does lifestyle matter? International Journal for Parasitology 32:321-328

Cribb TH, Bray RA, Olson PD, Timothy D, Littlewood J (2003) Life Cycle Evolution in the Digenea: a New Perspective from Phylogeny. Advances in Parasitology 54:197-254

van Damme D, Heip C, Willems KA (1984) Influence of pollution on harpacticoid copepods of two North Sea estuaries. Hydrobiologia 112:143-160

Dawes B (1947) The Trematoda of British fishes. London, Ray Society 131:1-364

Deger P, Hettlage R (2007) Der europäische Raum. Die Konstruktion europäischer Grenzen. VS Verlag 1-322

Deinhardt M (2009) Artinformation: Giebel *Carassius gibelio* (Bloch, 1782). In: Brunken H, Brunschön C, Sperling M, Winkler M (Eds.) Digitaler Fischartenatlas von Deutschland und Österreich. Eine ichthyologische Informations- und Kommunikationsplattform. Gesellschaft für Ichthyologie e.V. World Wide Web electronic publication. www.fischartenatlas.de

Dekker W (2008) Coming to grips with the eel stock slip-sliding away. In: Schechter MG, Leonard NJ (Eds.) International Governance of Fisheries Ecosystems: Learning from the Past, Finding Solutions for the Future American Fishery Society, Bethesda, USA:335-355

Dekker W (2009) A conceptual management framework for the restoration of the declining European eel stock. In: Casselman JM, Cairns DK (Eds.) Eels at the edge: science, status, and conservation concepts. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland:3-19

Deufel J (1975) Der Wurmstar (Diplostomum-Krankheit) und die Schwarzfleckenkrankheit der Fische. In: Die Bedeutung der Parasiten für die Produktion von Süßwasserfischen, Fisch und Umwelt 1:97-104

Diamant A, Banet A, Paperna I, von Westernhagen H, Broeg K, Kruener G, Koerting W, Zander S (1999) The use of fish metabolic, pathological and parasitological indices in pollution monitoring II. The Red Sea and Mediterranean. Helgoland Marine Research 53:195-208

Dickerson (2012) *Ichthyophthirius multifiliis*. In: Woo PTK, Buchmann K (Eds.) Fish parasites. Pathobiology and Protection. CABI, Wallingford, UK:55-72

Diekmann M, Lemcke R, Mehner T (2005) Die Fischfauna der Seen Mecklenburg-Vorpommerns. LFA für Landwirtschaft und Fischerei MV 34:5-15

Dogiel VA (1947) Die Bedeutung parasitologischer Tatsachen für die Lösung zoogeographischer Fragen. Zoologische Zeitschrift Leningrad 26:481-492 (auf Russisch)

Dogiel VA (1964) General Parasitology. Oliver & Boyd, Edinburgh and London:1-516

Dogiel VA, Petruschewsky G, Poljansky G (1958) Grundlagen der Parasitologie der Fische. Verlag der Leningrader staatlichen Universität, Leningrad:1-363 (auf Russisch)

Dokulil M, Hamm A, Kohl J-G (2001) Ökologie und Schutz von Seen. Facultas:1-499

Dollfus RP (1927) Sur une mé'tacercarie proge'ne'tique d'he'miuride (Tre'm. Digen.). Bulletin Biologique de la France et de la Belgique 61:49-58

Dönges J (1964) Der Lebenszyklus von *Posthodiplostomum cuticola* (Nordmann 1832) Dubois 1936 (Trematoda, Diplostomatidae). Zeitschrift für Parasitenkunde 24:169-248

Dönges J (1988) Parasitologie: mit besonderer Berücksichtigung humanpathogener Formen. 2. Auflage, Stuttgart, New York, Thieme:1-350

Dorow M (2014) Aalbesatzmaßnahmen im Bereich des Landes Mecklenburg-Vorpommern. Jahresbericht 2014, Mitteilungen der Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei Mecklenburg-Vorpommern 54:41

Dorow M, Paetsch U (2017) Bewirtschaftung des Aals im Binnenbereich des Landes Mecklenburg-Vorpommern zwischen 1955 und 2015. Mitteilung der Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei 58:42-60

Dubina MN (1953) Spezifität der Bandwürmer in ihren unterschiedlichen Entwicklungsstadien. Parasitologitscheski sbornik AN XV (auf Russisch)

Dusek L, Gelnar M, Sebelova S (1998) Biodiversity of parasites in a freshwater environment with respect to pollution: metazoan parasites of chub (*Leuciscus cephalus* L.) as a model for statistical evaluation. International Journal for Parasitology 28:1555-1571

Dzika E (2002) The parasites of bream *Abramis brama* (L.) from lake kortowskie. Archives of Polish Fisheries. 10 (1):85-96

Dzikowski R, Paperna I, Diamant A (2003a) Use of fish parasite species richness indices in analysing anthropogenically impacted coastal marine ecosystems. Helgoland Marine Research 57:220-227

Dzikowski R, Diamant A, Paperna I (2003b) Trematode metacercariae of fishes as sentinels for a changing limnological environment. Diseases of aquatic organisms 55:145-150

Eckmann R, Gerster S, Kraemer A (2004) Yields of european perch from Upper Lake Constance from 1910 to present. Fisheries Management and Ecology 13:381-390

Elsner F (2009) Statistische Datenanalyse mit SPSS für Windows-Grundlegende Konzepte und Techniken. Universität Osnabrück, Rechenzentrum:1-132

Emde S (2010) Lebenszyklen von Parasiten aus Fischen unterschiedlicher trophischer Stufen des Rheins, NRW. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf:1-105

Emde S, Rückert S, Kochmann J, Knopf K, Sures B, Klimpel S (2014) Nematode eel parasite found inside acanthocephalan cyst- a "Trojan horse" strategy? Parasites & Vectors 7:504

Emmrich M, Schalicke S, Hühn D, Lewin C, Arlinghaus (2014) No differences between littoral fish community structure of small natural and gravel pit lakes in the northern German lowlands. Limnologia 46:84-93

Engelbrecht H (1958) Untersuchungen über den Parasitenbefall der Nutzfische im Greifswalder Bodden und Kleinen Haff. Aus dem Zoologischen Institut der Ernst-Moritz-Arndt-Universität Greifswald:481-510

Eklöv P, Persson L (1995) Species-specific antipredator capacities and prey refuges: interactions between piscivorous perch (*Perca fluviatilis*) and juvenile perch and roach (*Rutilus rutilus*). Behavioral Ecology and Sociobiology 37:169-178

Erasmus DA (1972) The Biology of Trematodes. 2. Edward Arnold, London. I-VIII:1-31

Ergens (1966) Revision of the helminthofauna of fishes in Czechoslovakia III Genus *Ancyrocephalus* (s.l.) Creplin 1839 (Monogeneoidea: Dactylogyridae). Folia Parasitologica, Praha 13:28-35

- Evlanov IA (1993)** Parasitenfauna der Fische in Gewässern der Kaliningrader Region mit Bezug zu Fischereiwirtschaft. Dissertation. Technische Universität, Kaliningrad:1-189 (auf Russisch)
- Faltynkova A, Haas W (2006)** Larval trematodes in freshwater molluscs from the Elbe to Danuba rivers (Southeast Germany): before and today. *Parasitology Research* 99:572-582
- Faltynkova A, Georgieva S, Kostadinova A, Blasco-Costa I, Scholz T, Skirnisson K (2014)** *Diplostomum* von Nordmann, 1832 (Digenea: Diplostomidae) in the sub-Arctic: descriptions of the larval stages of six species discovered recently in Iceland. *Systematic Parasitology* 89:195-213
- Fehlmann IW (1917)** Der Wurmstar des Fischauges und seine Bekämpfung. *Der Fischerbote* 9:122-125
- Fijan N (1981)** Professor Oleg N. Bauer. *Journal of Fish Diseases* 4:443-444
- Freyhof J, Brooks E (2011)** European Red List of freshwater Fishes. Luxembourg: Publications Office of the European Union:1-27
- Frankowski J, Ubl C, Dorow M (2013)** Ergebnisse der genetischen Überwachung des Aalbestandes in Mecklenburg-Vorpommern von 2005-2012. *Fischer & Teichwirt* 7:252-254
- Fryer G (1970)** Biological aspects of parasitism of freshwater fishes by crustaceans and molluscs. *In*: Taylor AER, Muller R (Eds.) Aspects of fish parasitology. Blackwell scientific publications Oxford and Edinburgh. Symposia of the British Society for Parasitology 8:103-118
- Fryer G (1982)** The parasitic Copepoda and Branchiura of British freshwater fishes. A handbook and key. Freshwater Biological Association Scientific Publication Ambleside, Cumbria 46:1-87
- Fuhrmann O (1928)** Trematoda. *In*: Kükenthal WG, Krumbach T (Eds.) Handbuch der Zoologie, Berlin 2:141-416
- Gaevskaya AV, Gusev AV, Delyamure SL, Donets ZS, Iskova NI, Korniyushin, VV, Kovaleva AA, Margaritov NM, Markevich AP, Mordvinova TN, Naidenova NN, Nikolaeva VM, Parukhin AM, Pogoreltseva TP, Smogorzhevskaya LA, Solonchenko AI, Shtein GA, Shulman SS (1975)** Key to the parasites of vertebrates in the Black Sea and the Sea of Azov. Naukova Dumka, Kiev:1-552 (auf Russisch)
- Gaze WH, Wootten R (1998)** Ectoparasitic species of the genus *Trichodina* (Ciliophora: Peritrichida) parasitising British freshwater fish. *Folia Parasitologica* 45:177-190
- Gebhardt H, Ness A (1998)** Fische - die heimischen Süßwasserfische sowie Arten der Nord- und Ostsee. BLV Verlagsgesellschaft mbH München Wien Zürich:1-127
- Geiß KC (2007)** Vergleich der Parasitozönosen von Rotaugen (*Rutilus rutilus*) unterschiedlicher Standorte. Diplomarbeit, Zoologisches Institut, Universität Karlsruhe:1-86
- Gelnar M, Scholz T, Matejusova I, Konecny R (1996)** Occurrence of *Pseudodactylogyrus anguillae* (Yin & Sproston, 1948) and *P. bini* (Kikuchi, 1929), parasites of eel, *Anguilla anguilla* L., in Austria. *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien* 98B:1-4
- Georgieva S, Soldanova M, Perez-del-Olmo A, Dangel DR, Sitko J, Sures B, Kostadinova A (2013)** Molecular prospecting for European *Diplostomum* (Digenea: Diplostomidae) reveals cryptic diversity. *International Journal for Parasitology* 43:57-72
- Gerstmeier R, Romig T (1998)** Die Süßwasserfische Europas-für Naturfreunde und Angler. Kosmos Verlag, Stuttgart:1-368
- Gibson DI (1996)** Trematoda. *In*: Margolis L, Kabata Z (Eds.) Guide to the parasites of fishes of Canada. Part IV. Caadian special publication of fisheries and aquatic sciences 124:1-373
- Gibson DI, Jones A, Bray RA (2002)** Keys to the Trematoda. CAB International, Volume1:1-521
- Giebner A (2009)** Parasitenfauna räuberischer Fische aus dem Fluss Lippe in Nordrhein-Westfalen. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf:1-126
- Glazunova AA, Polunina YY (2008)** Copepods as the First Intermediate Hosts of *Ligula intestinalis* L.: Parasite of Bream *Abramis brama* L. in the Vistula Lagoon of the Baltic Sea. *Inland Water Biology* 2 (4):371-376
- Gläser HJ (1965)** Zur Kenntnis der Gattung *Dactylogyrus* Diesing, 1850 (Monogenoidea). *Zeitschrift für Parasitenkunde* 25:459-484

- Gläser HJ, Gläser B (1964)** Zur Taxonomie der Gattung *Diplozoon* Nordmann, 1832. Zeitschrift für Parasitenkunde 25:164-192
- Glöer P, Meier-Brook (1994)** Süßwassermollusken. 11. Erweiterte Auflage, Deutscher Jugendbund für Naturbeobachtung.:1-135
- Glöer P, Diercking R (2010)** Atlas der Süßwassermollusken. Rote Liste, Verbreitung, Ökologie, Bestand und Schutz. Freie und Hansestadt Hamburg, Behörde für Stadtentwicklung und Umwelt, Amt für Natur- und Ressourcenschutz:1-180
- Goeze JAE (1782)** Versuch einer Naturgeschichte der Eingeweidewürmer thierischer Körper. Blankenburg, xi:1-471
- Golvan YJ (1969)** Systematique des acanthocephales (Acanthocephala, Rudolphi 1801). L'ordre des Palaeacanthocephala Meyer 1931. La superfamille des Echinorhynchoidea (Cobbold 1876) Golvan et Houin, 1963. Mémoires du Museum National d'Histoire Naturelle, Série A, Zoologie, Band 57:1-373
- Grabda J (1991)** Marine fish parasitology. PWN-Polish Scientific Publishers i-VII, Warsaw:1-306
- Grabowski Y (2007)** Parasitologische Untersuchungen an Rotaugen (*Rutilus rutilus*) aus vier Gewässern in Nordrhein-Westfalen. Diplomarbeit, Fakultät für Biologie, Ruhr-Universität Bochum:1-98
- Grosser C, Heidecke D, Moitz G (2001)** Untersuchung zur Eignung heimischer Hirudineen als Bioindikatoren für Fließgewässer. Hercynia NF 34:101-127
- Grupcheva (1993)** *Trichodina trendafilovi* sp. n. and *Trichodina puytoraci* Lom, 1962 (Ciliata: Urceolariidae) from Freshwater Fishes in Bulgaria. Acta Protozoologica 32:63-66
- Gusev AV (1985)** Multicellular parasites. In: Bauer ON (Ed.) Key to parasites of freshwater fishes of USSR. Volume 1, part 1. Nauka, Leningrad, USSR:1-440 (auf Russisch)
- Halisch W (1939)** Anatomie und Biologie von *Ergasilus minor* Halisch. Forschungsstelle für Teichwirtschaft und Fischzucht, Universität Breslau:1-47
- Halmetoja A, Valtonen ET, Koskeniemi E (2000)** Perch (*Perca fluviatilis* L.) parasites reflect ecosystem conditions: a comparison of a natural lake and two acidic reservoirs in Finland. International Journal for Parasitology 30:1437-1444
- Hamers R, Taraschewski H, Lehmann J, Mock D (1991)** In vitro study on the impact of fish sera on the survival and fine structure of the eel-pathogenic acanthocephalan *Paratenuisentis ambiguus*. Parasitology Research 77:703-708
- Hamers R, Lehmann J, Stürenberg FJ, Taraschewski H (1992)** In vitro study of the migratory and adherent responses of fish leucocytes to the eel-pathogenic acanthocephalan *Paratenuisentis ambiguus* (van Cleave, 1921) Bullock et Samuel, 1975 (Eoacanthocephala: Tenuisentidae) Fish & Shellfish Immunology 2:43-51
- Hartmann F (1987)** Schwimmblasenwürmer beim Aal. Fischer+Teichwirt 38:2-3
- Hartmann F (1989)** Investigations on the effectiveness of Levamisol as a medication against the eel parasite *Anguillicola crassus* (Nematoda). Diseases of Aquatic Organisms 7:185-190
- Hartmann F (1993)** Untersuchungen zur Biologie, Epidemiologie und Schadwirkung von *Anguillicola crassus* Kuwahara, Niimi und Itagaki 1974 (Nematoda), einem blutsaugenden Parasiten in der Schwimmblase des europäischen Aals (*Anguilla anguilla* L.). Dissertation, Fachbereich Biologie, Universität Hamburg:1-146
- Hayward GJ, Iwashita M, Crane JS, Ogawa K (2001)** First report of the invasive eel pest *Pseudodactylogyrus bini* in North America and in wild American eels. Diseases of aquatic organisms 44:53-60
- Hecker M, Karbe L (2005)** Parasitism in fish - an endocrine modulator of ecological relevance? Aquatic Toxicology 72 (3):195-207
- Hehn N, Ehlers U, Herlyn H (2001)** Ultrastructure of the acanthella of *Paratenuisentis ambiguus* (Acanthocephala). Parasitology Research 87:467-471
- Heinze K (1933)** Die Gattung *Capillaria* Zeder 1800 als Fischparasit. Zeitschrift für Parasitenkunde 5:393-406
- Herlyn H (2001)** First description of an apical epidermis cone in *Paratenuisentis ambiguus* (Acanthocephala: Eoacanthocephala) and its phylogenetic implications. Parasitology Research 87:306-310
- Herlyn H, Martini N, Ehlers U (2001)** Organisation of the praesoma of *Paratenuisentis ambiguus* (Van Cleave, 1921) (Acanthocephala: Eoacanthocephala), with special references to the lateral sense organs and musculature. Systematic Parasitology 50:105-116

- Herlyn H, Röhrig H (2003)** Ultrastructure and overall organization of ligament sac, uterine bell, uterus and vagina in *Paratenuisentis ambiguus* (Acanthocephala, Eoacanthocephala) - the character evolution within the Acanthocephala. *Acta Zoologica* 84:239-247
- Herlyn H, Piskurek O, Schmitz J, Ehlers U, Zischler H (2003)** The syndermatan phylogeny and the evolution of acanthocephalan endoparasitism as inferred from 18s rDNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 26:155-164
- Herrington WC, Bearnse HM, Firth FE (1939)** Observations on the life history, occurrence and distribution of the redfish parasite *Sphyrion lumpi*. United States Bureau of Fisheries Special Report 5:1-18
- Herzig A (1994)** Predator-prey relationships within the pelagic community of Neusiedler See. *Hydrobiologia* 275-276:81-96
- Hiepe T (2000)** Definition und Formen des Parasitismus. *Nova Acta Leopoldina* 83 (316):11-23
- Hiepe T, Lucius R, Gottstein B (2006)** Allgemeine Parasitologie. Parey, Stuttgart:1-477
- Hochleithner M (2005)** Barsche. Biologie und Aquakultur. Books on Demand GmbH, Norderstedt:1-172
- Hochleithner M (2014)** Karpfenfische. Biologie und Aquakultur. Books on Demand GmbH, Norderstedt:1-348
- Höglund J, Thulin J (1992)** Identification of *Diplostomum* spp. in the retina of perch *Perca fluviatilis* and the lens of roach *Rutilus rutilus* from the Baltic Sea - an experimental study. *Systematic Parasitology* 21:1-19
- Hofer B (1906)** Handbuch der Fischkrankheiten. Stuttgart Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung:1-359
- Hoffmann GL (1967)** Parasites of North American Freshwater Fishes. Berkeley, University of California Press; London: Cambridge University Press:1-486
- Hoffmann GL (1999)** Parasites of North American Freshwater Fishes. Comstock Publishing Associates. Second Edition:1-539
- Holmes JC (1991)** Spatial scale and important species in the analysis of communities of parasites. Second intern School Parasite host environment, Sofia:1-14
- Holmes JC, Price PW (1986)** Communities of parasites. In: Anderson DJ, Kikkawa J (Eds.) Community biology: pattern and processes. Blackwell, Oxford:187-213
- Horak P, Kolarova L (2011)** Snails, waterfowl and cercarial dermatitis. *Freshwater Biology* 56:779-790
- Horwitz RJ (1978)** Temporal variability patterns and the distributional patterns of stream fishes. *Ecological Monographs* 48 (3):307-321
- Hudson PJ, Dobson AP, Lafferty KD (2006)** Is a healthy ecosystem one that is rich in parasites? *Trends in Ecology and Evolution* 21:381-385
- Hypsa V, Skerikova A, Scholz T (2004)** *Proteocephalus macrocephalus* 5.8S ribosomal RNA gene, partial sequence; internal transcribed spacer 2, complete sequence; and 28S ribosomal RNA gene, partial sequence. Institute of Parasitology, Academy of Sciences of the Czech Republic, Branisovska 31, Ceske Budejovice 370 05, Czech Republic
- Hyslop EJ (1980)** Stomach content analysis-a review of methods and their application. *Journal of Fish Biology* 17:411-429
- ICES (International Council for the Exploration of the Sea) (2008)** Report of the joint EIFAC/ICES Working Group on Eels (WGEEL), 3-9 September 2008. Leuven, Belgium. ICES, CM 2008/ACOM. Copenhagen
- Ieshko EP, Novokhatskaya OV (2008)** Trends in succession of parasitofauna of fish of eutrophied water bodies. *Journal of Ichthyology* 48 (8):665-670
- Ieshko EP, Lebedeva DI, Anikieva LW, Ilmast NW, Jakovleva GA (2015)** Parasiten des Rotauges *Rutilus rutilus* (Linnaeus, 1758) während der anthropogen bedingten Gewässertransformation. *Parasitologia* 49 (5):352-364
- IfB (Institut für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow) Hrsg. (2004)** Untersuchungen zu den Auswirkungen des Elektrofischfangs auf Fische. Schriften des Instituts für Binnenfischerei e.V. Potsdam-Sacrow 14:1-88
- IGB (Leibniz-Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei) (2004)** Ökologische Bewertung von Seen anhand der Fischfauna, Heft 21:1-202
- Jacoby D, Gollock M (2014)** *Anguilla anguilla*. In: IUCN 2014. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2014.3.1 www.iucnredlist.org. Downloaded on 17 November 2014

- Jeney Z, Valtonen ET, Jeney G, Jokinen EI (2002)** Effect of pulp and paper mill effluent (BKME) on physiological parameters of roach (*Rutilus rutilus*) infected by the digenean *Rhipidocotyle fennica*. *Folia parasitologica* 49:103-108
- Johov AE, Molodjnikova NM (2008)** Die taxonomische Vielfalt der Fischparasiten im Fluss Volga V. (Nematoden und Gordiaceen). *Parasitologie* 42:114-128 (auf Russisch)
- Jakob E, Hanel R, Klimpel S, Zumholz K (2009a)** Salinity dependence of parasite infestations in the European eel *Anguilla anguilla* in northern Germany. *ICES Journal of Marine Science* 66:358-366
- Jakob E, Walter T, Hanel R (2009b)** A checklist of the protozoan and metazoan parasites of European eel (*Anguilla anguilla*): checklist of *Anguilla anguilla* parasites. *Journal of Applied Ichthyology*:1-49
- Jansen W, Jennerich H-J, Kühn C (2010)** Zur Entwicklung der Fischzucht in Kreislaufanlagen in Mecklenburg-Vorpommern. Teil 1 - Ausgangssituation. *Fischerei & Fischmarkt in MV* (1):27-30
- Jones A, Bray RA, Gibson DI (2001)** Keys to the Trematoda. CAB International, Volume 2:1-745
- Joyeux JG, Baer CH (1936)** Faune de France: Cestodes. Band 30, Paul Lechevalier Verlag:1-613
- Jueg U, Zettler ML (2015)** Distribution and ecology of leeches (Hirudinea) in brackish waters of the German Baltic. *Ecologica Montenegrina* 2 (1):42-50
- Kabata Z (1979)** Parasitic copepoda of british fishes. The Ray Society, British Museum (Natural History), London:1-468
- Karanis P, Taraschewski H (1993)** Host-parasite interface of *Caryophyllaeus laticeps* (Eucestoda: Caryophyllidae) in three species of fish. *Journal of Fish Diseases* 16:371-379
- Karmanova EM (1968)** Dioctophymidea of animals and man and the diseases caused by them. *Osnovy nematologii* 20. Izdanie Nauka, Moskau:1-262
- Karvonen A (2012)** *Diplostomum spathaceum* and related species. In: Woo PTK, Buchmann K (Eds.) Fish parasites. Pathobiology and Protection. CABI, Wallingford, UK:260-269
- Ke XL, Wang JG, Gu ZM, Li M, Gong XN (2009)** Morphological and molecular phylogenetic analysis of two *Saprolegnia* sp. (Oomycetes) isolated from silver crucian carp and zebra fish. *Mycological Research* 113:637-644
- Keller V, Müller C (2015)** Bestand und Verbreitung des Kormorans *Phalacrocorax carbo* in der Schweiz und in Europa. *Der Ornithologische Beobachter* 112 (4):259-268
- Kemper N (2010)** Ökologische Aspekte des Parasitismus IV-3.6. *Handbuch der Umweltwissenschaften* 21 (8/11):1-30
- Kemsis R (1987)** Die Parasitierung von Barsch, Plötz und Blei aus inneren Küstengewässern der DDR. Dissertation. Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät der Pädagogischen Hochschule "Liselette Herrmann", Güstrow:1-120
- Kennedy CR (1970)** The population biology of helminths of British freshwater fish. In: Taylor AER, Muller R (Eds.) Aspects of fish parasitology. Blackwell scientific publications Oxford and Edinburgh. Symposia of the British Society for Parasitology 8:145-159
- Kennedy CR, Bush AO, Aho JM (1986)** Patterns in helminth communities: why are birds and fish different? *Parasitology* 93:205-215
- Kerstan SL (1992)** Der Befall von Fischen aus dem Wattenmeer und dem Nordatlantik 1988-1990 mit Nematodenlarven und eine Bibliographie über parasitische Nematoden in Fischen und Seesäufern. *Berichte des Instituts für Meereskunde Kiel* 219:1-205
- Khalil LF, Jones A, Bray RA (1994)** Key to the cestode parasites of vertebrates. CAB International:1-751
- Khan RA, Thulin J (1991)** Influence of pollution on parasites of aquatic animals. *Advances in Parasitology* 30:201-238
- Khan RA, Tuck C (1995)** Parasites as biological indicators of stocks of Atlantic cod (*Gadus morhua*) off Newfoundland, Canada. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 52 (1):195-201
- Khotenovsky IA (1985)** Fauna USSR. Monogenea. Suborder Octomacrinea. Nauka, Leningrad:1-262 (auf Russisch)
- Kinne O (1980)** Diseases of marine animals. Volume I, General Aspects, Protozoa to Gastropoda. John Wiley & Sons, Chichester, New York, Brisbane, Toronto:1-466
- Kinne O (1983)** Diseases of marine animals. Volume II, Introduction, Bivalvia to Scaphopoda., Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg:1-1038

- Kinne O (1984)** Diseases of marine animals. Volume IV, Part 1 Introduction, Pisces. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg:1-541
- Kinne O (1985)** Diseases of marine animals. Volume IV, Part 2 Introduction, Reptilia, Aves, Mammalia. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg:1-884
- Kinne O (1990)** Diseases of marine animals. Volume III, Introduction, Cephalopoda, Annelida, Crustacea, Chaetognatha, Echinodermata, Urochordata. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg:1-696
- Kirjusina M (2004)** Parasitenfauna von wichtigsten Süßwasserfischen Lettlands. Dissertation. Gerzen Universität, Sankt Petersburg
- Kirjusina M, Vismanis K (2007)** Checklist of the parasites of fishes of Latvia. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Fisheries Technical Paper, Rome 369 (3):1-106
- Kirk RS (2003)** The impact of *Anguillicola crassus* on European eels. Fisheries Management and Ecology 10:385-394
- Klein B (1926)** Ergebnisse mit einer Silbermethode bei Ciliaten. Archiv für Protistenkunde 56 (2):243-279
- Klein B (1958)** The "dry" silver method and its proper use. Journal of Protozoology 5 (2):99-103
- Klein M, Negele R-D, Leuner E, Bohl E, Leyrer R (1991)** Fischereibiologie des Königssees: Fischerei und Parasitologie. Nationalpark Berchtesgaden, Forschungsbericht 21:1-126
- Kleinertz S (2010)** Fischparasiten als Bioindikatoren: Zum Umweltstatus von Küstenökosystemen und einer Zackenbarschmarikultur in Indonesien. Dissertation, Fachbereich Biologie/Chemie, Universität Bremen:1-263
- Kleinertz S, Damriyasa IM, Hagen W, Theisen S, Palm HW (2014)** An environmental assessment of the parasite fauna of the reef-associated grouper *Epinephelus areolatus* from Indonesian waters. Journal of Helminthology 88:50-63
- Kleinertz S, Palm HW (2015)** Parasites of the grouper fish *Epinephelus coioides* (Serranidae) as potential environmental indicators in Indonesian coastal ecosystems. Journal of Helminthology 89:86-99
- Klimpel S, Busch MW, Kellermanns E, Kleinertz S, Palm HW (2009)** Metazoan deep-sea fish parasites. Acta Biologica Benrodis, Supplement 11, Natur & Wissen Verlag, Solingen:1-384
- Knopf K, Naser K, van der Heijden MHT, Taraschewski H (2000)** Evaluation of an ELISA and immunoblotting for studying the humoral immune response in *Anguillicola crassus* infected European eel *Anguilla anguilla*. Diseases of aquatic Organisms 43:39-48
- Knopf K, Krieger A, Hölker F (2005)** Parasite community and parasite-induced mortality of over-wintering young-of-the-year roach (*Rutilus rutilus*). Bericht des Leibniz-Instituts für Gewässerökologie und Bodenkunde 22:154-163
- Knösche R, Schreckenbach K, Simon J, Eichhorn T, Pietrock M, Thürmer C (2004)** Aalwirtschaft in Brandenburg. Entwicklung der Aalbestände, Schadfaktoren und nachhaltige Aalwirtschaft. Schriftenreihe des Instituts für Binnenfischerei e. V. Potsdam-Sacrow 15:1-75
- Körting W (2006)** Parasitosen der Süßwasserfische. In: Schnieder T (Ed.) Veterinärmedizinische Parasitologie, 6. Auflage, Enke Verlag:1-808
- Koie M (1991)** Swimbladder nematodes (*Anguillicola* spp.) and gill monogeneans (*Pseudodactylogyrus* spp.) parasitic on the European eel (*Anguilla anguilla*). Journal du Conseil Permanent International pour l'Exploration de la Mer 47:391-398
- Kollmann A (1972)** *Dactylogyrus vastator* Nybelin 1924 (Trematoda, Monogenoidea) als Krankheitserreger auf den Kiemen des Karpfens (*Cyprinus carpio* L.). 3. Teil Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie. Leipzig 185 (1/2):1-54
- Koskivaara M, Valtonen ET, Prost M (1991)** Dactylogyrids on the gills of roach in central Finland: features of infection and species composition. International Journal for Parasitology 21 (5):565-572
- Koops H (1986)** Untersuchungen zum Befall von Farmaalen mit *Anguillicola*. Information für die Fischwirtschaft 33 (4):175-177
- Koops H, Hartmann F (1989)** *Anguillicola* infestation in Germany and German eel imports. Journal of Applied Ichthyology 1:41-45
- Kottelat M, Freyhof J (2007)** Handbook of European freshwater fishes. Kottelat, Cornol, Switzerland and Freyhof, Berlin, Germany:1-446

- Kriwet T (1996)** Die Verbreitung des Nematoden *Anguillicola crassus* Kuwahara, Niimi und Itagaki 1974 bei *Anguilla anguilla* L. in abiotischen und biotischen Faktoren und die Bedeutung dieses Parasiten als Faktor für den Rückgang der Aalbestände in der BRD. Schriftliche Hausarbeit, Staatliches Prüfungsamt Dortmund:1-111
- Krüger R, Pietrock M, Meinelt T, Wichmann T (1998)** Der Schwimmblasenwurm *Anguillicola crassus*, ein ernstzunehmender Parasit des Europäischen Aals (*Anguilla anguilla*). In: Mitteilungen der Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei Mecklenburg-Vorpommern 17:121-126
- Ladiges W, Vogt D (1979)** Die Süßwasserfische Europas bis zum Ural und Kaspischen Meer. Ein Bestimmungsbuch für Sport- und Berufsfischer, Biologie und Naturfreunde. Paul Paray Hamburg und Berlin:1-300
- Lafferty KD (1997)** Environmental parasitology: What can parasites tell us about human impacts on the environment? Parasitology Today 13:251-255
- Lafferty KD (2008a)** Ecosystem consequences of fish parasites. Journal of Fish Biology 73:2083-2093
- Lafferty KD (2008b)** Parasites. In: Jorgensen SE, Brian F (Eds.) Encyclopedia of Ecology. Elsevier:1-4121
- Lafferty KD, Kuris AM (1999)** How environmental stress affects the impacts of parasites. Limnology and Oceanography 44:925-931
- Lafferty KD, Dobson AP, Kuris AM (2006a)** Parasites dominate food web links. Proceedings of the National Academy of Sciences, United States of America 103 (30):11211-11216
- Lafferty KD, Hechinger RF, Shaw JC, Whitney KL, Kuris AM (2006b)** Food webs and parasites in a salt marsh ecosystem. In: Collinge S, Ray C (Eds.) Disease Ecology: Community Structure and Pathogen Dynamics. Oxford University Press, Oxford:119-134
- Lafferty KD, Kuris AM (2009)** Parasitic castration: the evolution and ecology of body snatchers. Trends in Parasitology 25:564-572
- LALLF (Landesamt für Landwirtschaft, Lebensmittelsicherheit und Fischerei M-V (2007/2009)** Fischereistatistik Binnengewässer MV 2008. Abteilung für Fischerei und Fischwirtschaft, 18003 Rostock
- LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser) Hrsg. (1999)** Gewässerbewertung - stehende Gewässer. Vorläufige Richtlinie für eine Erstbewertung von natürlich entstandenen Seen nach trophischen Kriterien 1998. Länderarbeitsgemeinschaft Wasser:1-74
- Layka T (2011)** Die Parasitierung des Zanders (*Sander lucioperca* (L.)) in Küstengewässern Mecklenburg-Vorpommerns. Dissertation. Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät, Universität Rostock:1-154
- LBH/UBA (Limnologie-Büro Hoehn/Umweltbundesamt) (2013)** Begleittext zu den Steckbriefen der deutschen Seetypen:1-25
- Lebour MV (1916)** Medusae as hosts for larval trematodes. Journal of marine biological Association of the United Kingdom 2:57-59
- Le Brun N, Lambert A, Justine JL (1986)** Oncomiracidium, morphogenèse du hôte et ultrastructure du spermatozoïde de *Pseudodactylogyrus anguillae* (Yin et Sproston, 1948) Gusev, 1965 (Monogenea, Monopisthocotylea, Pseudodactylogyridae n. fam.). Annales de Parasitologie Humaine et Comparée 61:273-284
- Lefebvre F, Poulin R (2005)** Progenesis in digenetic trematodes: a taxonomic and synthetic overview of species reproducing in their second intermediate hosts. Parasitology 130:587-605
- Lefebvre F, Fazio G, Crivelli AJ (2012)** *Anguillicoloides crassus*. In: Woo PTK, Buchmann K (Eds.) Fish parasites. Pathobiology and Protection. CABI, Wallingford, UK:310-326
- Lehmann J, Taraschewski H (1987)** Ausbreitung des eingeschleppten Schwimmblasenwurmes der Aale (*Anguillicola spec.*) in Gewässern Nordrhein-Westfalens. Der Fischwirt 37:43-44
- Lehmann J, Mock D, Klinger H, Kriwet TH (1996)** Der Kaulbarsch (*Gymnocephalus cernuus*) als vermutlich wichtigste Infektions- bzw. Reinfektionsquelle mit dem Schwimmblasenwurm *Anguillicola crassus* für ältere Aale in Nordrhein-Westfalen. Fischer & Teichwirt 11:442-445
- Leis E, Easy R, Cone D (2016)** Report of the Potential Fish Pathogen *Pseudocapillaria (Pseudocapillaria) tomentosa* (Dujardin, 1843) (Nematoda) from Red Shiner (*Cyprinella lutrensis*) Shipped from Missouri to Wisconsin. Comparative parasitology 83 (2):275-278
- Lelek A, Buhse G (1992)** Fische des Rheins - früher und heute. Springer- Verlag Berlin Heidelberg:1-214

- Lettische Gewässerkarten (LGK) (2002)** Latvijas ezera karte 31. Juglas un Zvartayas ezeri. Copes Lietu
- Leuckart R (1863)** Allgemeine Naturgeschichte der Parasiten. Winter'sche Verlagshandlung, Leipzig:1-216
- Leuner E (2004)** Untersuchungen an Schwimmblasen von Aalen. Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft, Institut für Fischerei, Jahresbericht 2003:1-25
- LFA (Landesforschungsanstalt für Landwirtschaft und Fischerei Mecklenburg-Vorpommern) Hrsg. (2002)** Angaben zu Fischartenvorkommen aufgrund einer Befragung der Fischer im Jahr 1995
- LFG Vorpommern (2005)** Naturparkplan Naturpark Mecklenburgische Schweiz und Kummerower See. LFG Vorpommern-Landesamt für Forsten und Großschutzgebiete Mecklenburg- Vorpommern, Malchin.
- Linnaeus C (1758)** Systema Naturae. Impensis direct. Tomus I:1-827
- Llewellyn J (1963)** Larvae and larval development of Monogeneans. *In*: Dawes B (Ed.) Advances in Parasitology 1:287-326
- Locke SA, McLaughlin JD, Dayanandan S, Marcogliese DJ (2010)** Diversity and specificity in *Diplostomum* spp. metacercariae in freshwater fishes revealed by cytochrome c oxidase I and internal transcribed spacer sequences. International Journal for Parasitology 40:333-343
- Lom J (1958)** A Contribution to the Systematics and Morphology of Endoparasitic Trichodinids from Amphibians, with a Proposal of Uniform Specific Characteristics. Journal of Protozoology 5 (4):251-263
- Lom J (1962)** Trichodinid ciliates from fishes of the Rumanian Black Sea Coastal Parasitology 52:49-61
- Lom J, Dykova I (1992)** Protozoan parasites of fishes. Elsevier Science Publishing Company:1-446
- Long ER, Hong CB, Severn CG (2001)** Relationships between acute sediment toxicity in laboratory tests and abundance and diversity of benthic fauna in marine sediments: a review. Environmental Toxicology and Chemistry 20:46-60
- Longshaw M, Frear PA, Feist SW (2005)** Descriptions, development and pathogenicity of myxozoan (Myxozoa: Myxosporaea) parasites of juvenile cyprinids (Pisces: Cyprinidae). Journal of Fish Diseases 28:489-508
- Loot G, Brosse S, Lek S, Cesac JFG (2001)** Behavior of roach (*Rutilus rutilus* L.) altered by *Ligula intestinalis* (Cestoda: Pseudophyllidea): a field demonstration. Freshwater Biology 46:1219-1227
- Lopes PA, Pinheiro T, Santos MC, da Luz Mathias M, Collares-Pereira MJ, Viegas-Crespo AM (2001)** Response of antioxidant enzymes in freshwater fish populations (*Leuciscus alburnoides* complex) to inorganic pollutants exposure. The Science of the Total Environment 280:153-163
- Lucius R, Loos-Frank B (2008)** Biologie von Parasiten. Springer Verlag, Berlin:1-504
- LU MV (Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und Verbraucherschutz Mecklenburg-Vorpommern) (2008)** Aalmanagementplan-Flussgebietseinheit Warnow/Peene, Paulshofer Weg 1, 19061 Schwerin
- LU MV (Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und Verbraucherschutz Mecklenburg-Vorpommern) (2015)** Seenprogramm 2012, 2013, unpublished data. Staatskanzlei, Schloßstr. 2-4, 19053 Schwerin
- LU MV (Ministerium für Landwirtschaft, Umwelt und Verbraucherschutz Mecklenburg-Vorpommern) (2016)** Strategie zur Entwicklung der Aquakultur in Mecklenburg-Vorpommern. Drucksache 6/5513, Paulshofer Weg 1, 19061 Schwerin:1-37
- LUNG MV (Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie Mecklenburg-Vorpommern) (2011)** Gutachtlicher Landschaftsrahmenplan Mecklenburgische Seenplatte. Erste Fortschreibung, VI Anhang-VI. 1 Mustergliederung:1-215
- Luque JL, Cordeiro AS, Oliva ME (2010)** Metazoan parasites as biological tags for stock discrimination of whitemouth croaker *Micropogonias furnieri*. Journal of fish biology 76:591-600
- Lyholt HCK, Buchmann K (1996)** *Diplostomum spathaceum*: effects of temperature and light on cercarial shedding and infection of rainbow trout. Diseases of Aquatic Organisms 25:169-173
- MacKenzie K (1987)** Parasites as indicators of host populations. International Journal for Parasitology 17 (2):345-352
- MacKenzie K (1999)** Parasites as pollution indicators in marine ecosystems: a proposed early warning system. Marine Pollution Bulletin 38:955-959
- MacKenzie K (2002)** Parasites as biological tags in fish population studies. An update. Parasitology 124:153-163
- MacKenzie K (2008)** Marine parasites as biological tags in European waters: two successful EU-funded multidisciplinary projects:15-19 *In*: Afonso-Dias I, Menezes G, MacKenzie K, Eiras JC (Eds.) 2008. Proceedings of the International

Workshop on Marine Parasitology: Applied Aspects of Marine Parasitology. Arquipélago. Life and Marine Sciences. Supplement 6:xiv+49 pp. ISSN 0873-4704

MacKenzie K, Williams HH, Williams B, McVicar AH, Siddall R (1995) Parasites as indicators of water quality and the potential use of helminth transmission in marine pollution studies. *Advances in Parasitology* 35:85-144

MacKenzie K, Abaunza P (1998) Parasites as biological tags for stock discrimination of marine fish: a guide to procedures and methods. *Fisheries Research* 38:45-56

Malek M, McCallister G (1984) Incidence of the leech *Helobdella stagnalis* on the Colorado River in west central Colorado. *Great Basin Naturalist* 44:361-362

Mann H (1962) Beobachtungen über die Krankheiten und Parasiten an Elbfischen. *Fischwirt* 12:300-309

Marcogliese DJ (1995) The role of zooplankton in the transmission of helminths parasites to fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 5:336-371

Marcogliese DJ (2005) Parasites of the superorganism: Are they indicators of ecosystem health? *International Journal for Parasitology* 35:705-716

Margolis L, Arthur JR (1979) Synopsis of the parasites of fishes of Canada. *Bulletin Fisheries Research Board of Canada* 199:1-269

Margolis L, Kabata Z (1984) Guide to the Parasites of Fishes of Canada. Part I-Monogenea and Turbellaria. *Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences* 74:1-209

Margolis L, Kabata Z (1988) Guide to the Parasites of Fishes of Canada. Part II-Crustacea. *Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences* 101:1-184

Margolis L, Kabata Z (1989) Guide to the Parasites of Fishes of Canada. Part III-Acanthocephala and Cnidaria. *Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences* 107:1-95

Margolis L, Kabata Z (1996) Guide to the Parasites of Fishes of Canada. Part IV-Trematoda. *Canadian Special Publication of Fisheries and Aquatic Sciences* 124:1-373

Matejusova I, Koubkova B, Gelnar M, Cunningham CO (2002) *Paradiplozoon homoion* Bychowsky & Nagibina, 1959 versus *P. gracile* Reichenbach-Klinke, 1961 (Monogenea): two species or phenotypic plasticity? *Systematic Parasitology* 53:39-47

Matejusova I, Koubkova B, Cunningham CO (2004) Identification of European Diplozoids (Monogenea, Diplozoinae) by restriction digestion of the ribosomal RNA internal transcribed spacer. *Journal of Parasitology* 90 (4):817-822

McGregor EA (1963) Publications on fish parasites and diseases, 330 B.C.-A.D. 1923. United States Department of the Interior, Special Scientific Report - Fisheries 474:1-84

Measures LM (1987) Revision of the genus *Eustrongylides* Jägerskiöld, 1909 (Nematoda: Dioctophymatoidea) of piscivorous birds. *Canadian Journal of Zoology* 66:885-895

Mehlhorn H, Peters W (1983) Diagnose der Parasiten des Menschen einschließlich der Therapie einheimischer und tropischer Parasitosen. Gustav Fischer Verlag Stuttgart, New York:1-275

Mehlhorn B, Mehlhorn H, Schmahl G (1992) Gesundheit für Zierfische. Parasiten erkennen und bekämpfen. Springer Verlag:1-175

Mehlhorn H, Piekarski G (2002) Grundriss der Parasitenkunde. Parasiten des Menschen und der Nutztiere. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 6. überarbeitete und erweiterte Auflage:1-516

Mehner T, Diekmann M, Brämick U, Lemcke R (2005) Composition of fish communities in German lakes as related to lake morphology, trophic state, shore structure and human-use intensity. *Freshwater Biology* 50:70-85

Meisch C, Stoch F, Gerecke R (2006) Krebstiere (Crustacea: Copepoda, Ostracoda, Amphipoda et Isopoda) im Kalkquellmoor "Benninger Ried" bei Memmingen, Bayer. *Lauterbornia* 57:95-105

Mellin A, Stremmer-Bretthauer B (1993) Fischbestand und fischparasitologische Aspekte der fischereilich nicht genutzten Kerspetalsperre. *Artenschutzreport* 3:23-30

Mihok T, Kosuth P, Kocisova A, Pekarik L, Bartova E, Major P (2011) The intestinal parasite *Pseudocapillaria tomentosa* (Dujardin, 1843) of the invasive fish species topmouth gudgeon, *Pseudorasbora parva* (Temminck & Schlegel), in Slovakia. *Journal of Fish Diseases* 34:711-714

- Mishra TN, Chubb JC (1969)** The parasite fauna of the fish of the Shropshire Union Canal, Cheshire. Proceedings of Zoological Society London 157:213-224
- Mohaupt V, Arle J, Naumann S, Richter S (2015)** Ökologisch orientierter Gewässerschutz in Deutschland und Europa. In: Umweltbundesamt (Ed.) Durch Umweltschutz die biologische Vielfalt erhalten:11-17
- Moller OS (2015)** Order Arguloida. Revista ide@-sea 103B:1-8
- Molnar K, Szekely C, Baska F (1991)** Mass mortality of eel in Lake Balaton due to *Anguillicola crassus* infection. Bulletin of the European Association of Fish Pathologists 11:211-212
- Molnar K, Szekely CS (1995)** Parasitological survey of some important fish species of Lake Balaton. Parasitologia Hungarica 28:63-82
- Molnar K, Szekely CS (1998)** Occurrence of Skrjabillanid Nematodes in fishes of Hungary and in the intermediate host *Argulus foliaceus* L.. Acta Veterinaria Hungarica 47 (4):419-432
- Molnar K, Szekely CS (1999)** *Myxobolus* infection of the gills of common bream (*Abramis brama* L.) in lake Balaton and in the Kis-Balaton reservoir, Hungary. Acta Veterinaria Hungarica 47 (4):419-432
- Molnar K, Marton SZ, Eszterbauer E, Szekely CS (2006)** Comparative morphological and molecular studies on *Myxobolus* spp. infecting chub from the River Danube, Hungary, and description of *M. muellericus* sp. n. Diseases of aquatic organisms 73:49-61
- Molnar K, Marton S, Szekely CS, Eszterbauer E (2010)** Differentiation of *Myxobolus* spp. (Myxozoa: Myxobolidae) infecting roach (*Rutilus rutilus*) in Hungary. Parasitology Research 107 (5):1137-1150
- Molnar K, Cech G, Szekely CS (2011)** Histological and molecular studies of species of *Myxobolus* Bütschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporidia) in the gills of *Abramis*, *Blicca* and *Vimba* spp. (Cyprinidae), with the redescription of *M. macrocapsularis* Reuss, 1906 and *M. bliccae* Donec & Tozzyakova, 1984. Systematic Parasitology 79:109-121
- Möller H, Anders K (1983)** Krankheiten und Parasiten der Meeresfische. Verlag Heino Möller, Kiel:1-258
- Möller H, Holst S, Lichtenberg H, Peterson F (1991)** Infection of eel *Anguilla anguilla* from the River Elbe estuary with two nematodes, *Anguillicola crassus* and *Pseudoterranova decipiens*. Diseases of Aquatic Organisms 11:193-199
- Molzen BU (2005)** Die Auswirkung des Befalls mit Plerocercoiden des Hechtbandwurms (*Triaenophorus nodulosus* (P.)) auf den Flussbarsch (*Perca fluviatilis*, L.) im Bodensee-Obersee. Dissertation, Tierärztliche Fakultät, Ludwig-Maximilians-Universität München:1-113
- Moravec F (1985)** Occurrence of endoparasitic helminths in eel (*Anguilla anguilla* (L.) from the Macha Lake fishpond system, Czechoslovakia. Folia Parasitologica 32:118-125
- Moravec F (1994)** Parasitic Nematodes of Freshwater Fishes of Europe. Academy of Science of the Czech Republic:1-473
- Moravec F (2001)** Checklist of the metazoan parasites of fishes of the Czech Republic and the Slovak Republic (1873-2000). Academia Prague:1-168
- Moravec F (2004a)** Observation on the transmission and the seasonality of infection of the nematode *Raphidascaris acus* in *Salmo trutta fario* in a small trout stream in North Bohemia, Czech Republic. Helminthologia 41 (1):91-97
- Moravec F (2004b)** The systematic status of *Philometra abdominalis* Nybelin, 1928 (Nematoda: Philometridae) a junior synonym of *P. ovata* (Zeder, 1803). Folia Parasitologica 51:75-76
- Moravec F (2004c)** Some aspects of the taxonomy and biology of dracunculoid nematodes parasitic in fish: a review. Folia Parasitologica 51:1-13
- Moravec F (2006)** Dracunculoid and anguillicoloid nematodes parasitic in vertebrates. Academia Prague:1-636
- Moravec F, Scholz T (1984)** First record of the trematode *Tylodelphys podicipina* Kozicka et Niewiadomska, 1960 in Czechoslovakia. Folia Parasitologica 31:331-332
- Moravec F, Nagasawa K S, Miyakawa M (2005)** First record of ostracods as natural intermediate hosts of *Anguillicola crassus*, a pathogenic swimbladder parasite of eels *Anguilla* spp. Diseases of Aquatic Organisms 66: 171-173
- Moravec F, Scholz T (2015)** Macroparasites and their communities of the European eel *Anguilla anguilla* (Linnaeus) in the Czech Republic. doi.10.14411/fp.2015.033
- Moschu (2014)** Helminths of fishes from waters of Prut-Dniester interriveran hydrographical area potentially dangerous to human health. Eco-TIRAS:1-88

- Moser WE, Klemm DJ, Richardson DJ, Wheeler BA, Trauth SE, Daniels BA (2006)** Leeches (Annelida: Hirudinida) of northern Arkansas. *Journal of the Arkansas Academy of Science* 60:84-95
- Mosquera J, Gomez-Gesteira M, Perez-Villar V (2000)** Using Parasites as Biological Tags of Fish Populations: A Dynamical Model. *Bulletin of Mathematic Biology* 62:87-99
- Müller H (1983)** Fische Europas. Neumann Verlag, Leipzig:1-320
- Münderle MR (2005)** Ökologische, morphometrische und genetische Untersuchungen an Populationen des invasiven Schwimmblasen-Nematoden *Anguillicola crassus* aus Europa und Taiwan. Dissertation, Fakultät für Chemie- und Biowissenschaften, Universität Karlsruhe:1-152
- Münderle M, Sures B, Taraschewski H (2004)** Influence of *Anguillicola crassus* (Nematoda) and *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora) on swimming activity of European eel *Anguilla anguilla*. *Diseases of Aquatic Organisms* 60:133-139
- Munkittrick KR, van der Kraak GJ, McMaster ME, Portt DCB, van den Heuvel MR, Servos MR (1994)** Survey of receiving-water environmental impacts associated with discharges from pulp mills. II. Gonad size, liver size, hepatic EROD activity and plasma sex steroid levels in white sucker. *Environmental Toxicology and Chemistry* 13:1089-1102
- Murphy PM, Learner MA (1982)** The life history and production of the leech *Helobdella stagnalis* (Hirudinea: Glossiphoniidae) in the River Ely, South Wales. *Freshwater Biology* 12:321-329
- Muus BJ, Dahlström P (1998)** Süßwasserfische Europas-Biologie, Fang, wirtschaftliche Bedeutung. 8. Auflage, BLV Verlagsgesellschaft mbH, München:1-224
- Neubert E, Neesemann H (1999)** Annelida, Clitellata. Branchiobdellida, Acanthobdellida, Hirudinea. Süßwasserfauna von Mitteleuropa 6/2. Spektrum Verlag Heidelberg-Berlin:1-178
- Neubert K, Yulianto I, Theisen S, Kleinertz S, Palm HW (2016)** Parasite fauna of *Epinephelus coioides* (Hamilton, 1822) (Epinephelidae) as environmental indicator under heavily polluted conditions in Jakarta Bay, Indonesia. *Marine Pollution Bulletin* 110: 747-756
- Neumann W (1985)** Schwimmblasenparasit *Anguillicola* bei Aalen. *Fischer und Teichwirt* 11:1-322
- Neumann M (2009)** Untersuchung der Fischzeigerart Flussbarsch im Blankensee. i.A. von Landesamt für Landwirtschaft, Umwelt und ländliche Räume des Landes Schleswig-Holstein:1-27
- Niewiadomska K (1984)** Present of *Diplostomum spathaceum* (Rudolphi, 1819) and differentiation of *Diplostomum pseudospathaceum* nom. nov. (Trematoda: Diplostomatidae). *Systematic Parasitology* 6:81-86
- Niewiadomska K (1988)** *Diplostomum* metacercariae (Digenea) in fish of the Dgal Wielki and Warniak lakes: *D. numericum* sp. n. and *D. baeri* Dubois, 1937, with comments on the synonymy of this species. *Acta Parasitologica Polonica* 33:7-24
- Niewiadomska K, Niewiadomska-Bugaj M (1998)** Morphometric separation of *Diplostomum spathaceum* (Rud.) and *D. mergi* (Dubois) metacercariae (Digenea). *Acta Parasitologica* 43 (4):209-213
- Novakov N, Bjelic-Cabrilo O, Cirkovic M, Jubojevic D, Lujic J, Davidov I, Jovanovic M (2013)** Eustrongylidosis of European Catfish (*Silurus glanis*). *Bulgarian Journal of Agricultural Science* 19 (1):72-76
- Nordheim A, Knippers R (2015)** Molekulare Genetik. 10. Auflage, Georg Thieme Verlag Stuttgart, New York:1-563
- Obiekieze AI, Anders K, Lick R, Möller H, Palm HW (1992)** External lesions and flesh parasites in commercial fishes of Nigerian inshore waters. *Aquatic Living Resources* 5:173-183
- Odening K (1973)** Der Lebenszyklus des Trematoden *Apophallus donicus* in Berlin im Vergleich zu *A. muehlingi*. *Biologisches Zentralblatt* 92 (4):455-494
- Odening K (1976)** The life cycle of *Azygia lucii* trematoda in east germany. *Biologisches Zentralblatt* 95 (1):57-94
- Ogawa K, Egusa S (1976)** Studies on eel pseudodactylogyrosis-I. Morphology and classification of three eel dactylogyrids with a proposal of a new species, *Pseudodactylogyryus microrchis*. *Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish* 42:395-404
- Oros M, Hanzelova V (2009)** Re-establishment of the fish parasite fauna in the Tisa River system (Slovakia) after a catastrophic pollution event. *Parasitology Research* 104:1497-1506
- Overstreet RM (1997)** Parasitological data as monitors of environmental health. *Parasitologia* 39:169-175

- Özelik A, Deufel J (1989)** Untersuchungen über fischparasitäre Würmer im Bodensee. Zeitschrift für angewandte Zoologie 76:27-59
- Özer A, Öztürk T (2004)** *Trichodina puytoraci* Lom, 1962 and *Trichodina lepsii* Lom, 1962 (Peritrichida: Ciliophora) infestations on mugilids caught at the Black Sea Coast of Sinop, Turkey. Turkish Journal of Zoology 28:179-182
- Palm HW (1997)** Trypanorhynch cestodes of commercial fishes from North-East Brazilian coastal waters. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 92:69-79
- Palm HW (2004)** The Trypanorhyncha (Diesing, 1863), PKSPL-IPB Press, Bogor:1-710
- Palm HW (2011a)** Fish parasites as biological indicators in a changing world: Can we monitor environmental impact and climate change? In: Mehlhorn H (Ed.) Progress in parasitology. Parasitology Research Monographs. Berlin Springer Verlag 2:223-250
- Palm HW (2011b)** Biodiversität metazoischer Fischparasiten: Eine vernachlässigte Größe am Beispiel des Zentralen Pazifiks. In: Bannert B, Knopf K, Vohland K (Eds.) Infektionskrankheiten und Biodiversität in anthropogen veränderten Gewässern. Workshop:30-31
- Palm HW, Obiekieze AI, Möller H (1994)** Trypanorhynchid cestodes of commercial inshore fishes of the West African coast. Aquatic Living Resources 7:153-164
- Palm HW, Dobberstein RC (1999)** Occurrence of trichodinid ciliates (Peritriche: Urceolariidae) in the Kiel Fjord, Baltic Sea, and its possible use as a biological indicator. Parasitology Research 85:726-732
- Palm HW, Klimpel S, Bucher C (1999)** Checklist of metazoan fish parasites of German coastal waters. Bericht aus dem Institut für Meereskunde an der Christian-Albrecht Universität Kiel 307:1-148
- Palm HW, Rückert S (2009)** A new approach to visualize ecosystem health by using parasites. Parasitology Research 105:539-553
- Palm HW, Bray RA (2014)** Marine Fish Parasitology in Hawaii. Westarp & Partner Digitaldruck, Hohenwarsleben:1-303
- Pavlovskii EN (1964)** Key to the parasites of freshwater fish of the U.S.S.R.. English translation: Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations:1-919
- Pecher WT, Mokhtari-Derakhshan F, Hölker F, Böckeler W (1998)** Erste Befunde zur Helminthenfauna ausgewählter Süßwasserfische aus zwei Schleswig-Holstein Seen (Norddeutschland). Mitteilungen der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie 20:117-122
- Pekmezci GZ, Yardimci B, Yilmaz S (2015)** Supplementary studies and the first molecular data on *Myxobolus scardinii* Reuss, 1906 (Myxozoa: Myxosporidia) infecting the gill filaments of rudd, *Scardinius erythrophthalmus* (L.). Parasitology Research 114 (10):3619-3625
- Peters N (1930)** Über den Wurmstar unserer Elbfische. Der Fischerbote 22:127-132
- Peters G, Hartmann F (1986)** *Anguillicola*, a parasitic nematode of the swim bladder spreading among eel populations in Europe. Diseases of aquatic Organisms 1:229-230
- Petrov A, Gerashev P, Popyuk M, Dmitrieva E (2016)** Haptoral neuromusculature in two species of *Dactylogyrus* Diesing, 1850 (Monogenea: Dactylogyridae). Systematic Parasitology. 93:337-354
- Pietroock M, Meinelt T (2002)** Dynamics of *Anguillicola crassus* larval infections in a paratenic host, the ruffe (*Gymnocephalus cernuus*) from the Oder River on the border of Germany and Poland. Journal of Helminthology 76:235-240
- Pietroock M, Marcogliese DJ (2003)** Free-living endohelminth stages: at the mercy of environmental conditions. Trends in Parasitology 19:293-299
- Plehn M (1924)** Praktikum der Fischkrankheiten. Stuttgart Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung:1-479
- Polyanskii YI (1955)** Parasites of Fish of the Barents Sea. English translation: Jerusalem, Israel Program for Scientific Translations:1-158
- Polyanskii YI, Kulemina IV (1963)** The parasite fauna of young cod from the barents Sea. 16:387-438 (auf Russisch)
- Polzer M, Taraschewski H (1993)** Identification and characterization of the proteolytic enzymes in the developmental stages of the eel-pathogenic nematode *Anguillicola crassus*. Parasitology Research 79:24-27

- Pikalov E (2010)** Charakterisierung von Gewässern in Nordrhein-Westfalen anhand der Parasitierung der Rotaugen *Rutilus rutilus* L. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf:1-125
- Politou CY, Economidis PS, Sinis AI (1993)** Feeding biology of bleak, *Alburnus alburnus*, in Lake Koronia, northern Greece. Journal of Fish Biology 43:33-43
- Pothmann D (2009)** Fischparasiten aus Talsperren in Nordrhein-Westfalen. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine Universität Düsseldorf:1-71
- Poulin R (1992a)** Determinants of host-specificity in parasites of freshwater fishes. International Journal for Parasitology 22 (6):753-758
- Poulin R (1992b)** Toxic pollution and parasitism in freshwater fish. Parasitology Today 8 (2):58-61
- Poulin R (1995)** Phylogeny, ecology and the richness of parasite communities in vertebrates. Ecological Monographs 65:283-302
- Poulin R (1997)** Parasite faunas of freshwater fish: the relationship between richness and the specificity of parasites. International Journal for Parasitology 27:1091-1098
- Poulin R, Vatonen T (2002)** The predictability of helminth community structure in space: a comparison of fish populations from adjacent lakes. International Journal for Parasitology 32:1235-1243
- Priebe K (2007)** Parasiten des Fischfilets. Erscheinungsbild, Biologie, Lebensmittelsicherheit. Springer-Verlag Berlin Heidelberg:1-503
- Pugachev (2001)** Checklist of the freshwater fish parasites of the Northern Asia-Protozoa. Russian Academy of Sciences. Proceedings of the Zoological Institute 296:1-248 (auf Russisch)
- Pugachev (2002)** Checklist of the freshwater fish parasites of the Northern Asia-Cnidaria, Monogenoidea, Cestoda. Russian Academy of Sciences. Proceedings of the Zoological Institute 297:1-242 (auf Russisch)
- Pugachev (2003)** Checklist of the freshwater fish parasites of the Northern Asia-Trematoda. Russian Academy of Sciences. Proceedings of the Zoological Institute 298:1-224 (auf Russisch)
- Rakauskas V, Blazevicius C (2009)** Distribution, prevalence and intensity of roach (*Rutilus rutilus*) (Linnaeus, 1758) parasites in inland waters of Lithuania in 2005-2008. Acta Zoologica Lituanica 19(2) doi. 10.2478/v10043-009-0017-4
- Rapp J (2010)** Parasitenbefall bei Nutzfischen. In: Baur WH, Bräuer G, Rapp J (Eds.) Nutzfische und Krebse. Lebensraum, Erkrankungen und Therapie. 3. Auflage, Enke Verlag, Stuttgart:1-244
- Rauzikis E (1988)** Parasiten der Fische in den Gewässern Litauens. Vilnius Mokslas:1-208 (auf Russisch)
- Redi F (1684).** Osservazioni di Francesco Redi accademico della Crusca intorno agli animali viventi che si trovano negli animali viventi. Firenze 2:1-253
- Reichenbach-Klinke HH (1961)** Die Gattung *Diplozoon* v. Nordmann. Zugleich Neubeschreibung einer Species und zweier Subspecies sowie Revision der Gattung. Zeitschrift für Parasitenkunde 20:541-557
- Reichenbach-Klinke HH (1966)** Krankheiten und Schädigungen der Fische. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart:1-472
- Reichenow E, Vogel H, Weyer F (1969)** Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere. Johann Ambrosius Barth, Leipzig:1-418
- Reimer LW (1970)** Digene Trematoden und Cestoden der Ostseefische als natürliche Fischmarken. Parasitologische Schriftreihe 20, Gustav Fischer Verlag, Jena:1-144
- Reimer LW (1999)** Krankheiten, Parasiten und Schädigungen. In: Tesch FW (Ed.) Der Aal, 3 Auflage, Hamburg und Berlin, Paul Parey:301-322
- Reimer LW (2000)** Parasiten von Weserfischen. Naturschutz und Landschaftspflege im Regierungsbezirk Detmold, Sonderheft NL 10:1-35
- Reimer LW (2002)** Doppeltierchen von den Kiemen der Karpfenfische. Fischer & Teichwirt 10:1-384
- Reimer LW (2003a)** Befall mit dem Aalkratzer *Paratenuisentis ambiguus* rückläufig. Fischer & Teichwirt 3:104
- Reimer LW (2003b)** Parasiten der Barsche in der Mittelweser und ihr Einfluss auf das Verhalten der Fische. Fischer & Teichwirt 4:130-131

- Reimer LW (2004)** Parasiten der Weseraale (1998–2003) im Vergleich mit anderen Fließgewässern Mittel- und Westeuropas. Verhandlungen der Gesellschaft für Ichthyologie 4:155-160
- Reimer LW (2006)** Parasiten von Weserfischen. Bezirksregierung Detmold, unveröffentlichter Bericht:1-35
- Reimer LW, Hildebrand A, Scharberth D, Walter U (1994)** *Anguillicola crassus* in the Baltic Sea: field data supporting transmission in brackish waters. Diseases of aquatic organisms 18:77-79
- Ricker WE (1975)** Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada 191:1-382
- Riemann F (1988)** Nematoda. In: Higgins RP, Thiel H (Eds.) Introduction to the study of meiofauna. Smithsonian Institution Press, Washington D.C.:239-301
- Rizvi SSH (1970)** Studies on the structure of the sucker and seasonal incidence of *Argulus foliaceus* (L., 1758) on some freshwater fishes (Branchiura, Argulidae). Crustaceana 17 (2):200-6
- Röttger R (2001)** Protozoological Monographs. Wörterbuch der Protozoologie. Shaker Verlag Aachen:1-289
- Rohde A, Palm HW (2011)** Fischparasiten thermisch belasteter und unbelasteter Bereiche der Lippe (NRW) und ihrer angrenzenden Nebengewässer. Band 7 Landesfischereiverband Westfalen und Lippe e.V.:1-55
- Rohde A (2012)** Fischparasiten als Bioindikatoren im Süßwasser. Zum Status von nordrhein-westfälischen Gewässern am Beispiel der Lippe und Werse. Dissertation, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät, Universität Rostock:1-97
- Rohde K (1973)** Structure and development of *Lobatostoma manteri* sp. nov. (Trematoda: Aspidogastrea) from the Great Barrier Reef, Australia. Parasitology 66:63-83
- Rohde K (1982)** Ecology of marine parasites. University of Queensland Press, St. Lucia, London, New York:1-245
- Rohde K (2005)** Marine Parasitology. Cabi Publishing, United Kingdom:1-565
- Rolbiecki L, Rokicki J (1996)** Parasitic metazoa of pikeperch (*Stizostedion lucioperca* L.) in the gulf of Gdansk. Crangon - Issues of the Marine Biology Centre in Gdynia 1:73-85
- Rozins E (2015)** The ecological characteristics of the water bodies near Riga. Institute of Biology, University of Latvia. www.helsinki.fi/envirohist/seaandcities/articles/a-rig.pdf, Internetzugriff am 15.12.2015
- Rückert S (2001)** Parasitenfauna von Brassen (*Abramis brama*) und Rotaugen (*Rutilus rutilus*) aus Süß- und Brackwasserhabitaten. Diplomarbeit, Institut für Meereskunde, Christian-Albrechts-Universität zu Kiel:1-105
- Rückert S, Klimpel S, Palm HW (2007)** Parasite fauna of bream *Abramis brama* and roach *Rutilus rutilus* from a man-made waterway and freshwater habitat in northern Germany. Diseases of Aquatic Organisms 74:225-233
- Salzmann A, Grabowski Y, Pikalov E, Wittsiepe J, Palm HW (2014)** Parasite community and heavy metal contents of roach (*Rutilus rutilus* L.) from different freshwater habitats in North Rhine-Westphalia, Germany. Bulletin of Fish Biology 14:43-59
- Sandstrom O (1994)** Incomplete recovery in a coastal fish community exposed to effluent from a modernized Swedish kraft mill, Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 51:2195-2202
- Schäperclaus W (1935)** Fischkrankheiten. 1. Auflage, Gustav Wenzel & Sohn, Braunschweig:1-72
- Schäperclaus W (1979)** Fischkrankheiten. 4. Auflage, Akademie-Verlag, Berlin:1-1089
- Schmid RD (2002)** Taschenatlas der Biotechnologie und Gentechnik. 2. Auflage, Druckhaus Darmstadt GmbH, Darmstadt:1-349
- Scholz T (1989a)** Amphilinida and Cestoda, parasites of fish in Czechoslovakia. Acta Scientiarum Naturalium Academiae Scientiarum Bohemoslovacae 23 (4):1-56
- Scholz T (1989b)** First record of the larva of *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819) (Cyclophyllidea: Dilepididae) in fishes from Czechoslovakia. Folia Parasitologica 36:65-66
- Scholz T (1999)** Life cycles of species of *Proteocephalus*, parasites of fishes in the Palearctic Region: a review. Journal of Helminthology 73:1-19
- Scholz T, Moravec F (1994)** Seasonal dynamics of *Proteocephalus torulosus* (Cestoda: Proteocephalidae) in barbell (*Barbus barbus*) from the Jihlava River, Czech Republic. Folia Parasitologica 41:253-257

- Scholz T, Hanzelova V (1998)** Tapeworms of the genus *Proteocephalus* Weinland, 1858 (Cestoda: Proteocephalidae), parasites of fishes in Europe. Studie 2, Academia, Praha:1-118
- Scholz T, Drabek R, Hanzelova V (1998)** Scolex morphology of *Proteocephalus* tapeworms (Cestoda: Proteocephalidae), parasites of freshwater fish in the Palaearctic Region. Folia Parasitologica 45:27-43
- Scholz T, Skerikova A, Hanzelova V, Koubkova B, Barus V (2003)** Resurrection of *Proteocephalus sagittus* (Grimm, 1872) (Cestoda: Proteocephalidae) based on morphological and molecular data. Systematic Parasitology 56:173-181
- Scholz T, Brabec J, Kralova-Hromadova I, Oros M, Bazsalovicsova E, Ermolenko A, Hanzelova V (2011)** Revision of *Khawia* spp. (Cestoda: Caryophyllidae), parasites of cyprinid fish, including a key to their identification and molecular phylogeny. Folia Parasitologica 58 (3):197-223
- Scholz T, de Chambrier A, Shimazu T, Ermolenko A, Waeschenbach A (2017)** Proteocephalid tapeworms (Cestoda: Onchoproteocephalidae) of loaches (Cobitoidea): Evidence for monophyly and high endemism of parasites in the Far East. Parasitology International 66:871-883
- Schulmann SS (1984)** Parasitic Protozoa. In: Bauer ON (Ed.) Key to parasites of freshwater fishes of USSR. Volume 1. Nauka, Leningrad:1-428 (auf Russisch)
- Schulmann-Albova PE (1952)** Fischparasiten des Weißen Meeres, Siedlung Gridina. Teil 1, Monogenea und Digenea. Wissenschaftliche Schriften der Karelo-Finnischen Universität IV, 3 (auf Russisch)
- Schuster R, Wanjek C, Hering-Hagenbeck S (1998)** Untersuchung von Karpfenfischen (Cyprinidae) auf Metacercarien der Familie Opisthorchiidae. Mitteilung der Österreichischen Gesellschaft für Tropenmedizin und Parasitologie 20:123-130
- Schwab H (1995)** Süßwassertiere. Ein ökologisches Bestimmungsbuch. Ernst Klett Schulbuchverlag GmbH, Stuttgart:1-320
- Schwartz P (2005)** Ökologische und ökotoxikologische Untersuchungen zur Fischfauna im Unteren Neckar. Diplomarbeit, Institut für Zoologie, Fakultät für Biowissenschaften, Ruprecht-Karls-Universität Heidelberg:1-106
- Serkova OP, Byhovskiy BE (1940)** *Asymphyllodora pregenetica* sp., nov. und einige Daten zu der Morphometrie und Entwicklung. Parasitologicheskii sbornik AN VIII (auf Russisch)
- Sgonina K (1936)** Über die Infektionsmöglichkeiten der Fische durch erwachsene Ergasiliden. Preußische Landesanstalt für Fischerei, Berlin-Friedrichshagen, Zeitschrift für Parasitenkunde 8:351-355
- Sheehan PJ, Miller DR, Butler GC, Bordeau P (1984)** Effects of pollutants at the ecosystem level. Wiley, Chichester:1-443
- Shibaev SV, Alexandrov SW, Bernikova TA, Bubinas A, Bukelskis E, Cenin JM, Dmitreva OA, Domarkas A, Evdokimova EB, Fedorov LS, Fedorov WE, Feldmann MB, Golubkova TA, Haymenko EN, Kerocerjus L, Kesminas W, Khlopnikov MM, Milerene E, Osadtschij WM, Poljakov OA, Powiljunas J, Radajtite E, Repetschka R, Rodjuk GN, Rudinskaja LW, Shibaeva MN, Sokolov AV, Tilik KB, Tschukalova NN, Waitekunas W, Waitonis G, Wirbizkas T (2008)** Fishery cadastre of trans-boundary reservoirs of Russia (the Kaliningrad region) and Lithuania. Kaliningrad: Publishing house „Mischutkina Co“:1-200 (auf Russisch)
- Shigin AA (1976)** Metacercariae of the genus *Diplostomum* in the fauna of the USSR, Parazitologiya 10:346-351 (auf Russisch)
- Sicard M, Desmarais E, Lambert A (2001)** Caractérisation moléculaire des populations de Diplozoidae sur cinq espèces de Cyprinidae: nouvelles données sur la spécificité parasitaire. Comptes Rendus de l' Académie Sciences Paris, Sciences de la Vie 324:709-717
- Siddall R, Koskivaara M, Valtonen ET (1996)** *Dactylogyrus* (Monogenea) infections on the gills of roach (*Rutilus rutilus* L.) experimentally exposed to pulp and paper mill effluent. Parasitology 114:439-446
- Simkova A, Desdèvises Y, Gelnar M, Morand S (2001a)** Morphometric correlates of host specificity in *Dactylogyrus* species (Monogenea) parasites of European Cyprinid fish. Parasitology 123:169-177
- Simkova A, Morand S, Matejusova I, Jurajda P, Gelnar M (2001b)** Local and regional influences on patterns of parasite species richness of central European fishes. Biodiversity and Conservation, Netherlands 10:511-525
- Simkova A, Morand S (2008)** Co-evolutionary patterns in congeneric monogeneans: a review of *Dactylogyrus* species and their cyprinid hosts. Journal of Fish Biology 73:2210-2227
- Sjöberg NB, Petersson E, Wickström H, Hansson S (2009)** Effects of the swimbladder parasite *Anguillicola crassus* on the migration of European silver eels *Anguilla Anguilla* in the Baltic Sea. Journal of Fish Biology 74:2158-2170

- Soballe DM, Kimmel BL (1987)** A large-scale comparison of factors influencing phytoplankton abundance in rivers, lakes and impoundments. *Ecology* 68 (6):1943-1954
- Sobecka E, Slominska M (2007)** Species richness, diversity and specificity of the parasites of bream *Abramis brama* (L.) and perch *Perca fluviatilis* L. in the estuary of the Odra River, Poland. *Helminthologia* 44 (4):188-192
- Soes DM, Walker PD, KruijtdB (2010)** The Japanese fish louse *Argulus japonicus* new for The Netherlands. *Lauterbornia* 70:11-17
- Southwell T (1929a)** On the classification of cestodes. *Ceylon Journal of Science, Section B* 15:49-72
- Southwell T (1929b)** A monograph on cestodes of the order Trypanorhyncha from Ceylon and India. Part 1. *Ceylon Journal of Science, Section B* 15:169-317
- Southwell T (1930)** The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Cestoda. Volume I. Taylor and Francis, London:1-391
- Spangenberg R, Reinhold H (1992)** Fundbericht zum *Anguillicola*-Befall von Aalen in den ostdeutschen Bundesländern. *Journal of Applied Ichthyology* 8:1-323
- Sprengel G, Lüchtenberg H (1991)** Infection by endoparasites reduces maximum swimming speed of European smelt *Osmerus eperlanus* and European eel *Anguilla Anguilla*. *Diseases of Aquatic Organisms* 11:31-35
- Stammer J (1959)** Beiträge zur Morphologie, Biologie und Bekämpfung der Karpfenläuse. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, Berlin 19:135-208
- Statistisches Bundesamt (2016)** Land und Forstwirtschaft, Fischerei. Erzeugung in Aquakulturbetrieben. Statistisches Bundesamt, Wiesbaden.
- Stein GA (1975)** Order Peritrichida (Stein F, 1859). In: Greze VN, Delyamure SL, Nikolaeva VM (Eds.) Key to the Parasites of Vertebrates of the Black and Azov Seas. Nauka Dumka, Kiev 53-68 (auf Russisch)
- Stein GA (1984)** Fam. Trichodinidae (Claus, 1874). In: Bauer ON (Ed.) Key to the parasites of freshwater fish of the USSR. Nauka, Leningrad:322-389 (auf Russisch)
- Stemmer B (1988)** Untersuchungen der Larvalentwicklung von *Anguillicola crassus* (Nematoda: Draculoidea) in verschiedenen Zwischenwirten. Diplomarbeit, Lehrstuhl für spezielle Zoologie und Parasitologie, Ruhr-Universität Bochum:1-88
- Stemmer B (2002)** Parasiten der Ichthyofauna einiger ausgewählter Bäche der Senne. Diplomarbeit, Fachbereich Biologie, Universität Hannover:1-238
- Streble H, Krauter D (2010)** Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers. Ein Bestimmungsbuch. 12. Auflage, Franckh-Kosmos Verlag Stuttgart:1-429
- Sukhdeo MVK (2010)** Food webs for parasitologists: a review. *The Journal of Parasitology* 96 (2):273-84
- Sures B (2001)** The use of fish parasites as bioindicators of heavy metals in aquatic ecosystems: a review. *Aquatic Ecology* 35:245-255
- Sures B (2003)** Accumulation of heavy metals by intestinal helminths in fish: an overview and perspective. *Parasitology* 126:53-60
- Sures B (2004)** Environmental parasitology: relevancy of parasites in monitoring environmental pollution. *Trends in Parasitology* 20:170-177
- Sures B, Taraschewski H, Jackwerth E (1994a)** Lead content of *Paratenuisentis ambiguus* (Acanthocephala), *Anguillicola crassus* (Nematodes) and their host *Anguilla anguilla*. *Diseases of Aquatic Organisms* 19:105-107
- Sures B, Taraschewski H, Jackwerth E (1994b)** Lead accumulation in *Pomphorhynchus laevis* and its host. *Journal of Parasitology* 80:355-357
- Sures B, Taraschewski H (1995)** Cadmium concentrations of two adult acanthocephalans (*Pomphorhynchus laevis*, *Acanthocephalus lucii*) compared to their fish hosts and cadmium and lead levels in larvae of *A. lucii* compared to their crustacean host. *Parasitology Research* 81:494-497
- Sures B Knopf K, Würtz J, Hirt J (1999a)** Richness and diversity of parasite communities in European eels *Anguilla anguilla* of the River Rhine, Germany, with special reference to helminth parasites. *Parasitology* 119:323-330

- Sures B, Siddall R, Taraschewski H (1999b)** Parasites as accumulation indicators of heavy metal pollution. *Parasitology Today* 15:16-21
- Sures B, Streit B (2001)** Eel parasite diversity and intermediate host abundance in the River Rhine, Germany. *Parasitology* 123:185-191
- Sures B, Siddall R (2003)** *Pomphorhynchus laevis* (Palaeacanthocephala) in the intestine of chub (*Leuciscus cephalus*) as an indicator of metal pollution. *International Journal for Parasitology* 33:65-70
- Sures B, Zimmermann S, Sonntag C, Stuben D, Taraschewski H (2003)** The acanthocephalan *Paratenuisentis ambiguus* as a sensitive indicator of the precious metals Pt and Rh from automobile catalytic converters. *Environmental Pollution* 122:401-405
- Sures B, Nachec M, Selbach C, Marcogliese DJ (2017)** Parasite response to pollution: what we know and where we go in 'Environmental Parasitology'. *Parasites & Vectors*. doi:10.1186/s13071-017-2001-3
- Swennen C, Heessen HJL, Höcker AWM (1979)** Occurrence and biology of the trematodes *Cotylurus* (*Ichthyocotylurus*) erraticus, c.(i.) *variegatus* and c. (i.) *platycephalus* (Digenea: Strigeidae) in the Netherlands. *Netherlands Journal of Sea Research* 13 (2):161-191
- Szekely CS (1994)** Paratenic host for the parasitic nematode *Anguillicola crassus* in Lake Balaton, Hungary. *Diseases of aquatic organisms* 18:11-20
- Szidat L (1926)** Beiträge zur Faunistik und Biologie des Kurischen Haff. Schriften der Physikalisch-Ökonomischen Gesellschaft zu Königsberg 65 (1):5-31
- Szidat L (1931)** Über die Cysticerke Riesencercarien, insbesondere *Cercaria mirabilis* M. Braun und *Cercaria splendens* N. sp. und ihre Entwicklung im Magen von Raubfischen zu Trematoden der Gattung *Azygia* Loss. Aus der Zoologischen Schädlingforschung, Rossitten, Kurische Nehrung:477-505
- Szidat L (1932)** Über cysticerke Riesencercarien (*C. mirabilis*, u. *C. splendens*) und ihre Entwicklung zu Trematoden der Gattung *Azygia*. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 4
- Szidat L (1943)** Die Fischtrematoden der Gattung *Asymphyllodora* (Loos 1899) und Verwandte. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 13 (1):25-61
- Szidat L (1963)** Vergleichende helminthologische Untersuchungen an den argentinischen Grossmöwen *Larus marinus dominicanus* Lichtenstein und *Larus ridibundus maculipennis* Lichtenstein nebst neuen Beobachtungen über die Artbildung bei Parasiten. *Zeitschrift Parasitenkunde* 24:351-414
- Taraschewski H (1985)** Experimental transmission of *Acanthocephalus anguillae* (Palaeacanthocephala). *Zeitschrift für Parasitenkunde* 71:825-828
- Taraschewski H (1988)** Host-parasite interface of fish acanthocephalans. I. *Acanthocephalus anguillae* (Palaeacanthocephala) in naturally infected fishes: LM and TEM investigations. *Diseases of Aquatic Organisms* 4:109-119
- Taraschewski H (1989)** Host-parasite interface of *Paratenuisentis ambiguus* (Eoacanthocephala) in naturally infected eel and in laboratory-infected sticklebacks and juvenile carp and rainbow trout. *Journal of Parasitology* 75:911-919
- Taraschewski H (2006)** Hosts and parasites as aliens. *Journal of Helminthology* 80:99-128
- Taraschewski H, Moravec F, Lamah T, Anders K (1987)** Distribution and morphology of two helminths recently introduced into European eel populations: *Anguillicola crassus* (Nematoda, Dracunculoidea) and *Paratenuisentis ambiguus* (Acanthocephala, Tenuisentidae). *Diseases of Aquatic Organisms* 3:167-176
- Taraschewski H, Renner C, Mehlhorn H (1988)** Treatment of fish parasites. *Parasitology Research* 74:281-289
- Taraschewski H, Mackenstedt U (1991)** Autoradiographic and morphological studies on the uptake of the triglyceride [3H]-glyceroltrioleate by acanthocephalans. *Parasitology Research* 77 (3):247-254
- Taraschewski H, Aitzetmiller K, Werner G, Kfihls K (1995)** Lipids of fish parasites and their hosts: fatty acid fingerprints of four species of acanthocephalans and of their hosts intestinal tissues. *Parasitology Research* 81:522-526
- Tenter AM (2006)** Allgemeine Parasitologie. In: Schnieder T (Ed.) *Veterinärmedizinische Parasitologie*, 6. Auflage, Enke Verlag:1-808
- Tesch FW (1999)** Der Aal. Parey-Verlag Berlin:1-397

Thiel R, Thiel R (2015) Atlas der Fische und Neunaugen Hamburgs. Arteninventar, Ökologie, Verbreitung, Bestand, Rote Liste, Gefährdung und Schutz. Hamburg: Behörde für Stadtentwicklung und Umwelt, Amt für Natur- und Ressourcenschutz, Abt. Naturschutz:1-170

Thielen F (2005) Der Einfluss einwandernder Amphipodenarten auf die Parasitozönose des Europäischen Aals (*Anguilla anguilla*). Dissertation, Fakultät für Chemie- und Biowissenschaften, Universität Karlsruhe:1-215

Thienemann A (1950) Verbreitungsgeschichte der Süßwasserfischwelt Europas. Die Binnengewässer, Band XVIII, Stuttgart:1-809

Tiberti R, Gentili A (2010) First report of freshwater leech *Helobdella stagnalis* (Rhyncobdellida: Glossiphoniidae) as a parasite of an anuran amphibian. Acta Herpetologica 5 (2):255-258

Tikhomirova VA (1980) On nematodes of the family Skrjabianidae (Nematoda: Camallanata). Parazitologiya 14:258-262 (auf Russisch)

Tilik KW, Shibaev SW (2008) Vishtynetskoye See. Kaliningrad: Publishing house „Mischutkina Co“:1-144 (auf Russisch)

Tkocz H (1990) Aale in Oberfranken nun auch vom Schwimmblasenwurm *Anguillicola crassus* befallen. Fischer & Teichwirt 11:330

Torchin ME, Lafferty KD, Dobson A, McKenzie VJ, Kuris AM (2003) Introduced species and their missing parasites. Nature 421:628-630

Torchin ME, Mitchell CE (2004) Parasites, pathogens, and invasions by plants and animals. - Frontiers in Ecology and the Environment 2:183-190

Troschel HJ, Stumpp S (1997) Untersuchung zum Befall von Fischen mit dem Barbenegel *Cystobranchnus respirans*. Fischer & Teichwirt 3:100-106

Tschukalova (2008) Ökologische Faktoren, welche den epizootologischen Zustand des Bleis (*Abramis brama*) im Kurischen Haff beeinflussen. Autoreferat. Technische Universität, Kaliningrad:1-23 (auf Russisch)

Türk P (2010) Parasitologische und nahrungsökologische Untersuchungen an Raubfischen in der Henne- und Möhnetalsperre, NRW. Diplomarbeit, Institut für Zoomorphologie, Zellbiologie und Parasitologie, Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf:1-136

Unger P (2017) Parasitengemeinschaften und deren Interaktionen mit wirtschaftlich bedeutenden Fischarten in der westlichen Ostsee. Dissertation, Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät, Universität Rostock:1-140

Unger P, Palm HW (2016) Parasitisation of sea trout (*Salmo trutta trutta* L.) from the spawning ground and German coastal waters off Mecklenburg-Western Pomerania, Baltic Sea. Parasitology Research 115:165-174

Valdovinos C, Balboa C (2008) Cercarial dermatitis and lake eutrophication in South-Central Chile. Epidemiology and Infection 136:391-394

Valtonen ET, Pulkkinen K, Poulin R, Julkunen M (2001) The structure of parasite component communities in brackish water fishes of the northeastern Baltic Sea. Parasitology 122:471-81

Valtonen ET, Holmes JC, Aronen J, Rautalahti I (2003) Parasite communities as indicators of recovery from pollution: parasites of roach (*Rutilus rutilus*) and perch (*Perca fluviatilis*) in Central Finland. Parasitology 126:43-52

Vaullegeard A (1899) Recherches sur le Tétrarhynques. Mémoires de la Société Linnéenne de Normandie, 2 (9):187-376

VDG (Vereinigung Deutscher Gewässerschutz) (2004) Ökologische Bewertung von Fließgewässern. Band 64, 6. Anleitung zur ökologischen Gewässergütebewertung:52-68

Verneau O, Renaud F, Catzefflis F (1997) Evolutionary relationships of sibling tapeworm species (Cestoda) parasitizing teleost fishes. Molecular Biology and Evolution 14:630-636

Vidal-Martinez VM, Pech D, Sures B, Purucker ST, Poulin R (2009) Can parasites really reveal environmental impact? Trends in Parasitology 26:44-51

Vilcinskas A (1993) Einheimische Süßwasserfische. Alle Arten. Merkmale, Verbreitung, Lebensweise. Naturbuch Verlag Augsburg:1-207

Vinni M, Horppila J, Olin M, Ruuhijärvi J, Nyberg K (2000) The food, growth and abundance of five co-existing cyprinids in lake basins of different morphometry and water quality. Aquatic Ecology 34:421-431

- Vogel H (1929)** Helminthologische Beobachtungen in Ostpreußen insbesondere über *D. latum* und *O. felineus*. Deutsche Medizinische Wochenschrift 55 (39):1631-1633
- Wahli T, Meier W, Schmitt M (1991)** Affinity of *Ichthyophthirius multifiliis* theronts to light and/or fish. Journal of applied Ichthyology 7:244-248
- Weber N, Vosmann K, Aizetmüller K, Filipponi C, Taraschewski H (1994)** Sterol and fatty acid composition of neutral lipids of *Paratenuisentis ambiguus* and its host eel 1. Lipids 29:421-427
- Wegener G (1909)** Die Ectoparasiten der Fische Ostpreussens. Schriften der Physikalisch-Ökonomischen Gesellschaft zu Königsberg 50:461-464
- Westheide G (2013)** Spezielle Zoologie. Teil 1. Einzeller und Wirbellose Tiere. 3. Auflage, Rieger G, (Hrsg). Springer-Spektrum, Berlin-Heidelberg:1-892
- Whitfield PJ (2000)** Trematoda: Form, function and classification of Digeneans. In: Schmidt GD, Roberts LS (Eds.) Foundations of Parasitology, McGraw-Hill Company:1-670
- Wielgloss S, Sanetra M, Meyer A, Wirth T (2007)** Isolation and characterization of short tandem repeats in an invasive swimbladder nematode, parasitic in Atlantic freshwater eels, *Anguillicola crassus*. Molecular Ecology Notes 7:1051-1053
- Williams H, Jones A (1994)** Parasitic Worms of fish. London. Taylor & Francis:1-593
- Williams HH, MacKenzie K (2003)** Marine parasites as pollution indicators: an update. Parasitology 126:27-41
- Windsor DA (1998)** Controversies in parasitology: most of the species on Earth are parasites. International Journal for Parasitology 28:1939-1941
- Winkler HM, Waterstraat A, Hamann N, Schaarschmidt T, Lehmcke R, Zettler M (2007)** Verbreitungsatlas der Fische, Rundmäuler, Großmuscheln und Großkrebse in Mecklenburg-Vorpommern. Natur & Text, Randsdorf:1-180
- Wißmath P (1975)** Parasitische Krebse (Karpfenlaus, *Argulus*, Kiemenkrebs *Ergasilus*, Ankerwurm *Lernaea*) bei Süßwasserfischen. In: Die Bedeutung der Parasiten für die Produktion von Süßwasserfischen, Fisch und Umwelt 1:127-134
- Wrbka F, Dolznig H, Mannhalter C (2011)** Genetik verstehen. 2. Auflage, Facultas Universitätsverlag:1-216
- Würtz J, Taraschewski H, Pelster B (1996)** Changes in gas composition in the swimbladder of the European eel (*Anguilla anguilla*) infected with *Anguillicola crassus* (Nematoda). Parasitology 112:233-238
- Würtz J, Knopf K, Taraschewski H (1998)** Distribution and prevalence of *Anguillicola crassus* (Nematoda) in eels *Anguilla anguilla* of the rivers Rhine and Naab, Germany. Diseases of Aquatic Organisms 32:137-143
- Würtz J, Taraschewski H (2000)** Histopathological changes in the swimbladder wall of the European eel *Anguilla anguilla* due to infections with *Anguillicola crassus*. Diseases of Aquatic Organisms 39:121-134
- Wysujack K (2008)** Monitoring des Befalls von Aalen mit dem Schwimmblasennematoden *Anguillicola crassus* in Weser, Ems und Elbe. Bericht des Instituts für Fischökologie:89-90
- Wysujack K, Dorow M, Uhl C (2014)** The infection of the European eel with the parasitic nematode *Anguillicoloides crassus* in inland and coastal waters of northern Germany. Journal of Coastal Conservation 18:121-130
- Yahyaoui A, Freyhof J, Steinmann I (2004)** Diversité ichtyologique et biologie d'*Anguilla anguilla* L., 1758 (Actinopterygii, Anguillidae) dans le Rhin moyen. Zoologica baetica 15:39-60
- Yamaguti S (1958)** Systema helminthum. I. The digenetic trematodes of vertebrates. New York: Interscience Publishers:1-1575
- Yamaguti S (1959)** Systema helminthum. II. The cestodes of vertebrates. New York: Interscience Publishers:1-402
- Yamaguti S (1962)** Systema helminthum. III. The nematodes of vertebrates. New York: Interscience Publishers:1-1261
- Yamaguti S (1963)** Systema helminthum. IV. Monogenea and Aspidocotylea. New York: Interscience Publishers:1-699
- Yamaguti S (1963)** Systema helminthum. V. Acanthocephala. New York: Interscience Publishers:1-423
- Yemmen C, Ktari MH, Bahri S (2011)** Seasonality and histopathology of *Trichodina puytoraci* Lom, 1962, a parasite of flathead mullet (*Mugil cephalus*) from Tunisia. Acta adriatica 52 (1):15-20
- Zander CD (1998)** Parasit-Wirt-Beziehungen: Einführung in die ökologische Parasitologie. Springer Verlag Berlin Heidelberg:1-184

Zander CD (2013) Ecology of host-parasite relationships in the brackish SW Baltic Sea, with special regard of small-size fish-a review. *Bulletin of Fish Biology* 14 (1/2):25-42

Zander CD, Reimer LW (2002) Parasitism at the ecosystem level in the Baltic Sea. *Parasitology* 124:119-35

Zandt F (1924) Fischparasiten des Bodensees. *Zentralblatt für Bakteriologie* 92:225-271

Zaostrovzeva SK (2007) Ökologisch-faunistische Analyse der Parasitenfauna der Fische aus dem Frischen Haff, dem Fluss Frisching und Pregel. Autoreferat. Technische Universität, Kaliningrad:1-24 (auf Russisch)

Zhang J, Shen H, Wang X, Wu J, Xue Y (2004) Effects of chronic exposure of 2,4-dichlorophenol on the antioxidant system in liver of freshwater fish *Carassius auratus*. *Chemosphere* 55:167-174

Zdarska Z, Scholz T, Nebesarova J (2004) Ultrastructure of the apical glandular region of the scolex of *Proteocephalus torulosus* (Cestoda: Proteocephalidae). *Folia Parasitologica* 51:333-338

Zeidan M (2006) Determination, Ökologie, Ontogenie, Biologie und Pathologie der kiemenbewohnenden parasitischen Monogenea des Karpfens (*Cyprinus carpio* L.). Dissertation, Allgemeine und Spezielle Zoologie, Universität Rostock:1-143

Zieritz A, Gum B, Kuehn R, Geist J (2012) Identifying freshwater mussels (Unionoida) and parasitic glochidia larvae from host fish gills: a molecular key to the North and Central European species. *Ecology and Evolution* 2:740-750

Zimmermann S, Sures B, Taraschewski H (1999) Experimental studies on lead accumulation in the eel-specific endoparasites *Anguillicola crassus* (Nematoda) and *Paratenuisentis ambiguus* (Acanthocephala) as compared with their host, *Anguilla anguilla*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 37:190-195

Zolovs M, Deksnis G, Daukste J, Aizups, Kirjusina M (2016) Morphometric Analysis of the Hard Parts of *Pseudodactylogyrus anguillae* and *Pseudodactylogyrus bini* (Monogenea: Dactylogyridae) On the Gill Apparatus of the European Eels (*Anguilla anguilla*) from the Freshwaters of Latvia. *Journal of Parasitology* doi.org/10.1645/15-789

Internetquellen:

BfN (Bundesamt für Naturschutz) (2010) www.bfn.de/0323_aba_id096.html, Letzte Änderung: 25.03.2010

Froese R, Pauly D (2016) FishBase. WorldWideWeb: www.fishbase.org, Version (10/2016)

Gendatenbank NCBI (2016) www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank

LALLF MV (2016) www.lallf.de/Gewaesser.281.0.html

LM (Ministerium für Landwirtschaft und Umwelt Mecklenburg-Vorpommern) (2017) www.aquakultur-mv.de. Aquakultur in Mecklenburg-Vorpommern

Spruds J, Licite V (2015) www.ezeri.lv, Datenbank der Gesellschaft der Lettischen Seen

www.panoramio.com

Persönliche Mitteilungen:

Kacan H (2015) Ichthyologische und ornithologische Informationen, Auskunft zu Fangmethoden im Malchiner See. Seestraße 29, 17166 Dahmen

Loch W (2015) Ichthyologische und ornithologische Informationen, Auskunft zu Fangmethoden im Hohen Sprenger See. Fischerweg 4, 18299 Hohen Spreng

Zingis M (2013) Ichthyologische Informationen, Probennahme am Baltezers See in Lettland. BIOR-Institut für Lebensmittelsicherheit, Tiergesundheit und Umwelt. Lejupe Street-3, Riga

Paetsch U (2016) Informationen zu Zwischenhalterung von Süßwasserfischen in MV. Landesfischereiverband Mecklenburg-Vorpommern e.V., Eldenholz 42, 17192 Waren (Müritz)

Anhang I: Untersuchte Fischarten

Klasse: Osteichthyes

Unterklasse: Actinopterygii

Überordnung: Teleostei

I-1 Karpfenartige

Ordnung: Cypriniformes

Familie: Cyprinidae

I-1.1 Blei (*Abramis brama* L., 1758)

Trivialname: Blei, Brachsen, Brasse (dt.); bream (engl.); brème commune (franz.); letsch (rus.)

Verbreitung: Das Verbreitungsgebiet erstreckt sich nördlich der Pyrenäen und Alpen vom Atlantik bis zum Ural. Im Süden kommt der Fisch in den Fluss-Systemen der Ägäis über den ponto-kaspischen Raum bis einschließlich dem Aralsee vor. Als einer der häufigsten Weißfische bewohnt *A. brama* alle stehenden und langsam fließenden Gewässer. Im Ostseegebiet und im Bereich der südrussischen Meere ist der Blei auch im Brackwasser anzutreffen.

Verbreitungsgebiet: 75°N - 40°N, 11°W - 73°O

Morphologie: *Abramis brama* erreicht eine durchschnittliche Körperlänge von 30-40 cm, die maximal gemessene Länge kann bis zu 75 cm betragen. Der hochrückige Körper ist seitlich stark zusammengedrückt. Die Flossenspitzen sind zugespitzt und das leicht unterständige Maul ist rüsselartig vorstülpter. Entlang der Seitenlinie befinden sich 51-60 Schuppen, während die Schlundzähne mit der Formel 5-5 beschrieben werden können. Die namensgebende bleierne Färbung der Schuppen wird zur Laichzeit bei Männchen mit grobkörnigem Laichausschlag ergänzt. Geschlechtsreif werden die Tiere nach 3-4 Jahren. In Seen mit hoher Populationsdichte kann es zur für Cypriniden charakteristischen Verbüttung kommen. Verursacht wird das stagnierende Individualwachstum mit frühzeitigem Erreichen der Geschlechtsreife durch einen geringen Räuberdruck, Nahrungsmangel und Dichtestress.

Flossenformel: D III/9-10, A III/22-30, P I/15, V II/8

Biologie: Diese **bodenorientierte (benthische)**, meist in Schwärmen lebende Art ernährt sich überwiegend **invertivor**. Die juvenilen Tiere halten sich in der vegetationsreichen Uferregion auf und nehmen überwiegend Zooplankton der Gattungen *Alona*, *Bosmina*, *Cyclops*, *Daphnia* auf. Adulte Tiere stehen tagsüber in Schwärmen in tiefere Stellen, zur Nahrungsaufnahme kehren sie in der Nacht ins Flachwasser zurück. Insgesamt ernähren sie sich vor allem von Schlammröhrenwürmer (*Tubifex* spp.), Insektenlarven (*Chironomus* spp.) und Weichtieren (*Adacna* spp., *Dreissena* spp.). Die phytophile Reproduktion fällt in die Monate Mai und Juni, wobei das Weibchen 200 000-300 000 Eier (Ø 1,6-2 mm) legt. Die Entwicklungsdauer bis zum Schlupf beträgt je nach Temperatur (13-20°C, Ø 15°C) 60-70 Tagesgrade, während weitere 50-60 Tagesgrade notwendig sind, bis die Larven schwimmfähig sind.

Bedeutung: Die Bleie haben in Osteuropa eine große wirtschaftliche Bedeutung. Bei Anglern in Westeuropa steht bei diesem Fisch eher seine Größe im Vordergrund. Der Fang in einem See erfolgt hauptsächlich mit Zug- oder Stellnetzen und kann einen Anteil bis zu 40% am Gesamtfang erreichen.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Hochleithner 2014, Froese & Pauly 2016

I-1.2 Ukelei (*Alburnus alburnus* L., 1758)

Synonym: *Cyprinus alburnus*

Trivialname: Ukelei, Blecke, Laube (dt.); bleak (engl.); ablette (franz.); uklejka (rus.)

Verbreitung: In Europa ist *A. alburnus* nördlich der Pyrenäen und Alpen bis an den Ural verbreitet. Das Ostseegebiet bildet den zentralen nördlichen Arealbereich der Art. Als eurytoper Oberflächenfisch hält sich *A. alburnus* sowohl in der Ufer- als auch in der und Freiwasserzone auf.

Verbreitungsgebiet: 68°N-35°N, 6°W-60°O

Morphologie: In der Regel werden die Tiere zwischen 17 und 20 cm lang. Der Größenrekord für diese Art konnte bei 29 cm Länge und 275 g Körpermasse gemessen werden. Der je nach Gewässer mehr oder weniger langgestreckte Körper ist seitlich kompreß. Das oberständige Maul weist den Ukelei deutlich als Oberflächenfisch aus. Die Färbung des Fisches ist im Rückenbereich grünblau bis graugrün, die Seiten und der Bauch weisen einen starken Silberglanz auf. Zwischen Bauch- und Afterflosse ist die scharfe Bauchkante schuppenlos. Ukeleie mit gedrungener Körperform und rötlichen Flossen deuten auf Hybride mit anderen Weißfischen (Rotaugen, Rotfeder, Güster, Döbel) hin. Die Schlundzahnformel lautet 2.5-5.2, während sich entlang der Seitenlinie 45-48+3 Cycloidenschuppen befinden.

Flossenformel: D II-IV/7-9, A III/14-20, P I/15, V II/8

Biologie: Dieser Schwarmfisch ernährt sich überwiegend **invertivor**, z. B. durch Anfluginsekten (ins Wasser fallende Insekten), aber auch Zooplankton, Insektenlarven und kleine Fische oder Fischeier. Tagsüber lebt der Fisch oberflächennah bzw. im Freiwasser (**pelagisch**), nachts zieht er in tiefere Gewässerzonen. Die Geschlechtsreife wird im Alter von 2-3 Jahren erreicht, während die Laichzeit zwischen April und Juni stattfindet. Die Reproduktionsart von *A. alburnus* ist als phyto-lithophil zu bezeichnen, d. h. dass die Fische überwiegend auf Kraut- oder Steinsubstrat ablaichen. Bei einer Mindesttemperatur von 12°C werden so ca. 1 500 Eier an flachen, kiesigen Uferstellen abgelegt.

Bedeutung: Früher wurde der Fisch aufgrund seines Massenvorkommens als Dung oder Schweinefutter verwendet. Zudem lieferten die in den Schuppen eingelagerten Guaninkristalle den Grundstoff zur Herstellung künstlicher Perlen. Gegenwärtig spielt *A. alburnus* aufgrund seiner geringen Größe keine Rolle in der Fischerei. Als Köderfisch wird der Ukelei zum Raubfischangeln z. B. von Barsch, Hecht und Zander verwendet.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Hochleithner 2014, Froese & Pauly 2016

I-1.3 Güster (*Blicca bjoerkna* L., 1758)

Synonym: *Abramis bjoerkna*

Trivialname: Güster, Blicke, Halbbrachse (dt.); silver bream (engl.); brème bordelière (franz.); guster (rus.)

Verbreitung: *Blicca bjoerkna* ist in Europa nördlich der Alpen und Pyrenäen von Frankreich bis zum Ural, in Südsandinavien und Ostengland verbreitet. Die Güster gehört zu den häufigsten und am weitesten verbreiteten Fischarten mit zahlreichem Vorkommen und oft einer Massenvermehrung. Die oft mit den Bleien

zusammenlebenden Güster sind fast in allen stehenden Gewässern mit weichem Bodengrund oder in langsamen Fließgewässern anzutreffen.

Verbreitungsgebiet: 65°N-40°N, °W, °E (k. A.)

Morphologie: Die mittlere Länge adulter Tiere beträgt 20-30 cm. Die Maximallänge wurde bei 35 cm und einem Gewicht von 500 g gemessen. In seltenen Fällen kann eine Masse von 1 kg und eine Altersspanne von 15 Jahren erreicht werden. Die Güster ist dem Bleien sehr ähnlich und besonders in der juvenilen Phase von diesem schwer zu unterscheiden. Der Körper ist hochrückig und seitlich stark zusammengedrückt. Die Grundfärbung des Fisches ist silbrig, während die Oberseite graugrün erscheint aber nicht immer ausgeprägt ist. Die Ansatzstellen der paarigen Flossen sind rötlich. Die zurückgelegten Brustflossen reichen in der Regel nicht bis zum Ansatz der Bauchflossen. Die Afterflosse ist kürzer und breiter, die Augen und Schuppen größer als bei dem Blei. Die Güster bleibt kleiner als der Blei und wächst langsamer. Während der Laichzeit werden die Männchen mit einem feinkörnigen Laichausschlag versehen. Das unterständige Maul hat die Schlundzahnformel 2.5-5.2 (selten 3.5-5.3). Das Seitenlinienorgan zählt 43-46+2-3 Schuppen.

Flossenformel: D III/8, A III/19-23, P I/14, V II/8

Biologie: Dieser Schwarmfisch hat ähnlich wie der Blei überwiegend eine **benthische** Lebensweise und eine **inverti-omnivore** Ernährung. Zu den Nahrungsorganismen im Sommer zählen hauptsächlich das Zooplankton (*Diaphanosoma* spp., *Leptodora* spp.) und im Frühjahr und Herbst Insektenlarven (*Chironomus* spp.), Kieselalgen, Würmer der Gattung *Tubifex* oder Weichtiere der Gattung *Dreissena*. Durch das breite Nahrungsspektrum und ähnliches Fressverhalten stellt die Güster einen nennenswerten Nahrungskonkurrenten für Fischarten wie Blei, Rotaugen, Schleie und sogar den Aal dar. Da hochrückige Fischarten anatomisch bedingt seltener von Raubfischen gefressen werden, besteht in flachen Seen die Gefahr der Verbutterung, zumal Güster schon bei Längen von 8-12 cm (3.-5. Lebensjahr) geschlechtsreif werden. *Blicca bjoerkna* laicht meist im Schwarm von Mai bis Juni in der Ufernähe an Wasserpflanzen mit etwa 100 000 Eiern (Ø 2 mm) ab.

Bedeutung: *Blicca bjoerkna* hat aufgrund ihrer geringen Körpergröße und des grätenreichen Fleisches wirtschaftlich eine mäßige Bedeutung. Die Akzeptanz ist in den osteuropäischen Ländern am größten und so befindet sich das Hauptfanggebiet in den Flussdeltas von Wolga und Dnjepr.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Hochleithner 2014, Froese & Pauly 2016

I-1.4 Giebel (*Carassius gibelio* Bloch, 1782)

Synonym: *Carassius auratus gibelio*

Trivialname: Giebel, Silberkarausche (dt.); prussian carp (engl.); carpe prussienne (franz.); serebrjanyi karassj (rus.)

Verbreitung: Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet dieser Fischart liegt in Asien. Bereits im 17. Jh. soll die Art als Zierfisch nach Europa eingeführt worden sein, wodurch der Giebel in Europa zu **neozoischen Arten** gezählt wird. In Italien, Südfrankreich und Portugal kommt der Giebel verwildert in Teichen und Flüssen vor. Heute liegt die westliche Ausbreitungsgrenze im Bereich des Rheins und der Donau, nördlich reicht das Areal bis an die Ostsee. *Carassius gibelio* bevorzugt stehende, langsam fließende und pflanzenreiche Gewässer mit feinsandigem bis schlammigem Bodengrund. Aufgrund seiner auffälligen Färbung ist *C. gibelio* in Gewässern

mit starken Raubfischbeständen kaum vorhanden. Da diese Art oft als Unterart des Goldfisches (*Carassius auratus*) geführt wurde, gibt es in der Literatur bei der Verbreitung einige Ungenauigkeiten.

Verbreitungsgebiet: 62°N - 35°N, 10°W - 155°O

Morphologie: Die durchschnittliche Körperlänge von *C. gibelio* beträgt zwischen 12-30 cm, die maximal gemessene Länge liegt bei 50 cm. Auf den ersten Blick ähnelt der Giebel in seiner Körperform der Karausche (*Carassius carassius*). Ein Unterscheidungsmerkmal ist die eingebuchtete Rückenflosse des Giebels, aber auch die silbrige Grundfärbung steht der gold-grünlichen Färbung der Karausche gegenüber. Vom Karpfen ist der Giebel immer leicht durch das Fehlen der Barteln zu unterscheiden. Der schwarze Fleck auf dem Schwanzstiel fehlt immer, dafür ist die Bauchpartie dunkel pigmentiert. Die Seitenlinie erstreckt sich über maximal 35 Schuppen, während die Schlundzähne mit 4-4 beschrieben werden können.

Flossenformel: D III/17-19, A II/5-7, P 15-16, V 7-9

Biologie: Der limnophile *C. gibelio* bevorzugt flache, warme Gewässer mit einer geringen Strömung. Der widerstandsfähige Fisch kann einen extrem niedrigen Sauerstoffgehalt im Gewässer überdauern, zudem kann er durch das Einwühlen in den Schlamm das Austrocknen oder Ausfrieren des Wohngewässers überleben. In seiner Nahrungsauswahl bildet *C. gibelio* einen starken Konkurrenten für die Karausche. Der **inverti-omnivore** Fisch ernährt sich bevorzugt von Invertebraten aller Art, beim Mangel stellt sich der Giebel vollständig auf Pflanzennahrung um. Im Alter von 3-4 Jahren wird der Giebel geschlechtsreif. Das Besondere an dieser Fischart ist die Gynogenese. Bei dieser Fortpflanzungsform ist der Giebel in der Lage, sich auch durch unbefruchtete Eizellen fortzupflanzen. Während in Ostasien die Anzahl an männlichen und weiblichen Tieren etwa gleich ist, trifft man in zahlreichen europäischen Gewässern ganze Populationen, die ausschließlich aus Weibchen bestehen. Die laichreifen Tiere mischen sich unter Laichschwärme verwandter Fischarten wie Karpfen und Karauschen. Die artfremden Samenzellen befruchten die Giebeleier allerdings nicht, sondern geben nur einen Entwicklungsanstoß beim Eindringen in die Eizelle. Es findet keine Verschmelzung der Zellkerne statt, sondern nur eine Stimulation der Zellteilung, was zur Entwicklung von nur weiblichen Giebeln führt.

Bedeutung: Fischereilich wird der Giebel ähnlich der Karausche genutzt. Als Goldfisch, der mit seinen zahlreichen Varianten vom Giebel abstammt, ist er ein wichtiger Zierfisch. Als Zuchtobjekt für die Haltung in Aquarien oder in Zierteichen besitzt *C. auratus auratus* eine hohe Lebenszähigkeit. Zudem sind die Goldfische in der Lage, sogar in kleinsten Gewässern die Mückenlarven zu fressen und so Gärten und Parks stechmückenfrei zu halten.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Hochleithner 2014, Froese & Pauly 2016

I-1.5 Rotaug (Rutilus rutilus L. 1758)

Synonym: *Cyprinus rutilus*

Trivialname: Rotaug, Plözt (dt.); roach (engl.); gardon (franz.); plotwa (rus.)

Verbreitung: Das Rotaug ist der am weitesten verbreitete Süßwasserfisch Zentraleuropas. Das Hauptverbreitungsgebiet liegt in Osteuropa, die westliche Verbreitungsgrenze befindet sich in Frankreich nördlich der Pyrenäen. Im Norden besiedelt die Fischart England und Skandinavien und kommt auch in Bereichen der Ostsee mit einem geringen Salzgehalt vor. Mehrere Populationen Ost- und Südeuropas sowie anadrome Wanderformen des Schwarzen- und Kaspischen Meeres werden als Unterarten abgegrenzt.

Grundsätzlich kommen Rotaugen in stehenden und langsam fließenden Gewässern vor, dabei halten sie sich meist in der Krautregion der Uferzonen (Schwimmpflanzengürtel) auf. Der Schwarmfisch kommt in hohen Populationsdichten vor, dabei ist die Gewässergüte für diese Fischart nicht limitierend. Die Anpassungsfähigkeit an unterschiedliche Wasserverhältnisse zeigt sich insbesondere darin, dass Rotaugen z. B. in organisch belasteten Gewässern ausdauern können, aus denen die meisten anderen Fischarten verschwunden sind.

Verbreitungsgebiet: 71°N-36°N, 10°W-155°O

Morphologie: Die mittlere Länge des Rotauges beträgt 20-25 cm, in Ausnahmefällen können Längen bis zu 50 cm bei einem Maximalgewicht von 2 kg erreicht werden. Die Körperform ist variabel, meist langgestreckt und mäßig hochrückig. Namensgebend ist das oft rot gefärbte Auge, während der Körper eine silbrige und der Rückenbereich olivbraune Färbung haben. Das Maul ist endständig und der Rückenflossenansatz ist senkrecht über dem Bauchflossenansatz. Bei der Verwechslungsart Rotfeder (*S. erythrophthalmus*) befindet sich der Rückenflossenansatz deutlich hinter dem Bauchflossenansatz. Ähnliche Cyprinidenarten lassen sich anhand der Schlundzahnformel eindeutig bestimmen. Das Rotauge trägt auf jeder Seite zwischen fünf und sechs Schlundzähnen (5 (6)-5 (6)), während sich entlang der Seitenlinie 41-44 Cycloidenschuppen befinden.

Flossenformel: D III/9-12, A III/9-13, P I/15-18, V II/7-8

Biologie: Der Schwarmfisch besiedelt ein weites Spektrum von Gewässern, wobei er sowohl im Uferbereich (**Litoral**) als auch in tieferen Gewässerschichten (**Benthal**) vorkommt. Vom Rotauge werden sogar Küstengewässer mit einem Salzgehalt zwischen 11 und 18 PSU erschlossen. Mit zunehmendem Alter treten die zuvor stationär lebenden Fische Wanderungen zwischen Laichplatz, Nahrungsgebieten und Überwinterungsbereichen an. Die Ernährung der Rotaugen ist omnivor, die Jungfische nehmen anfangs Algen und Rotatorien (*Keratella* spp.) auf. Ab einer Größe von 12 cm Fischlänge besteht die Nahrung aus Zooplankton der Gattung *Bosmina*, *Daphnia*, *Leptodora*, sowie gelegentlich Copepoden der Gattung *Cyclops* und *Diaptomus*. Beim Fehlen von Nährtieren können Wasserpflanzen (*Chara* spp.) und Algen (*Spirogyra* spp.) 85% der Nahrung ausmachen. Die Geschlechtsreife tritt im Alter zwischen 2-4 Jahren bei einer mittleren Länge von 11-12 cm ein. Bei einer Wassertemperatur von mindestens 10°C findet der geräuschvolle Laichvorgang zwischen Ende April und Ende Mai statt. Die phyto-lithophile Reproduktionsart führt zu 50 000-100 000 Eiern mit einem Durchmesser von 1 mm.

Bedeutung: Sowohl hinsichtlich der Individuenzahl als auch der Biomasse ist das Rotauge die ökonomisch bedeutendste Fischart der meisten meso- und eutrophen Gewässerökosysteme. Im Nahrungsgefüge vieler wirtschaftlich wichtiger Raubfische wie *Esox lucius* (Hecht) und *Sander lucioperca* (Zander) sowie piscivoren Vögeln ist das Rotauge eine Schlüsselart. Die Eignung als Indikatororganismus konnte durch die unmittelbare Spiegelung der Qualität und Kapazität der Biotope in den biologischen Parametern der Rotaugenpopulation belegt werden.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Lelek & Buhse 1992, Vilcinskas 1993, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Gerstmeier & Romig 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Froese & Pauly 2016

I-1.6 Rotfeder (*Scardinius erythrophthalmus* L., 1758)

Trivialname: Rotfeder (dt.); rudd (engl.); gardon rouge (franz.); krasnoperka (rus.)

Verbreitung: *Scardinius erythrophthalmus* ist eurasisch weit verbreitet. Das Verbreitungsgebiet umfasst West-, Mittel- und Osteuropa und reicht bis zum östlichen Ural und Aralsee. Die Pyrenäen bilden die Südwestgrenze, im Norden erreicht sie das südliche Schweden und Finnland. Die Rotfeder präferiert ruhige Gewässer mit schlammigem Grund und starkem Pflanzenbewuchs.

Verbreitungsgebiet: 62°N-36°N, 10°W-70°O

Morphologie: *Scardinius erythrophthalmus* besitzt im Vergleich zum *Rutilus rutilus* einen hochrückigen Körper. Die mittlere Länge beträgt 15-20 cm, in Ausnahmefällen kann die Fischart Längen bis zu 49 cm bei einem Gewicht von 2 kg erreichen. Die Grundfärbung ist messinggelb und es befinden sich 37-45 große Schuppen entlang der Seitenlinie. Die Iris ist goldgelb, der Bauch zwischen Afterflosse und Bauchflossen gekielt. Das oberständige Maul hat eine nach oben gerichtete Maulspalte und zählt 2.5-5.3 Schlundzähne. Die Färbung der Flossen ist bei dieser Fischart namensgebend kräftig rot und dient u. a. als Unterscheidungsmerkmal. Den entscheidenden Unterschied zum *R. rutilus* macht die Stellung der Rückenflosse. Wenn die senkrechte Gerade vom Ansatz der Rückenflosse den Ansatz der Bauchflosse schneidet, handelt es sich um *R. rutilus*. Bei *S. erythrophthalmus* ist die Rückenflosse deutlich posterior versetzt.

Flossenformel: D II-III/8-9, A III/8-12, P I/15-16, V II/8

Biologie: Neben stehenden und langsam fließenden Gewässern dringt *S. erythrophthalmus* auch in Brackwasserhabitate der Bodden und Haffe vor. Der Schwarmfisch hält sich gerne in den vegetationsreichen Uferzonen auf. Die Geschlechtsreife wird bei männlichen Tieren mit 3 Jahren, bei weiblichen mit 4 Jahren erreicht. Bei Wassertemperaturen von mehr als 14°C werden zwischen April und Juli 100 000-200 000 Eier (Ø 1,5 mm) abgegeben. Die Rotfeder ernährt sich omnivor überwiegend jedoch phytophag (**phytophag-omnivor**), also von Algen und höheren Wasserpflanzen der Gattungen *Chlorophyta*, *Anacharis* und *Charas*. Gelegentlich werden auch Insekten, Weichtiere (*Valvata* spp.) und Würmer (*Limnodrilus* spp.) aufgenommen. In seltenen Fällen erbeutet *S. erythrophthalmus* kleinere Fische.

Bedeutung: Die Fischart hat in der kommerziellen Fischerei keine Bedeutung. Stellenweise dient die Rotfeder noch als Angelfisch (Norddeutschland), als Köderfisch für den Hechtfang oder als Speisefisch (Südrussland).

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Lelek & Buhse 1992, Vilcinskas 1993, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Gerstmeier & Romig 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Froese & Pauly 2016

I-1.7 Schleie (*Tinca tinca* L., 1758)

Trivialname: Schleie (dt.); tench (engl.); tanche (franz.); linj (rus.)

Verbreitung: Das Verbreitungsgebiet der Schleie erstreckt sich von Spanien im Westen bis an den Baikalsee im Osten. Auch im Gebiet um das Schwarze und Kaspische Meer kommt diese Fischart vor. In Europa fehlt *T. tinca* in nördlichen Teilen Skandinaviens, in Nordschottland und an der östlichen Adriaküste. Im Allgemeinen zieht die Schleie ruhige Gewässer mit dichten Pflanzenbeständen und Schlammgrund vor.

Verbreitungsgebiet: 64°N-36°N, 10°W-104°O

Morphologie: Das Erscheinungsbild von *T. tinca* weicht deutlich von dem der übrigen Weißfische ab. Der Fischkörper ist von gedrungenen Form. Der Schwanzstiel ist hoch und das endständige kleine Maul besitzt in

jedem Maulwinkel eine Bartel und 4 (5)-5 Schlundzähne. Die meisten Fische sind zwischen 12-30 cm lang und wiegen zwischen 60 und 270 g. Auffallend sind die kleinen Augen und kleine ovale Schuppen in der dicken Haut. Aufgrund ihrer Größe kann eine höhere Anzahl (96-115) an Cycloidschuppen entlang der Seitenlinie gezählt werden. Der Rücken ist braungrün gefärbt, die Seiten goldbraun bis goldgrün. Bei männlichen Tieren ist der 2. Strahl der Bauchflosse stark verdickt, zudem bleiben die Männchen kleiner. Als Zierfisch wird eine rot oder orange gefärbte Varietät gezüchtet, welche dann als 'Goldschleie' bezeichnet wird. In der Natur können zudem albinotische Exemplare auftauchen.

Flossenformel: D IV/8-9, A III-IV/6-7, P I/15-17, V II/8-9

Biologie: *Tinca tinca* ist ein limnophiler, stationärer **Bodenfisch**. Tagsüber zieht sich der Schleie in vegetationsreiche Regionen zurück, um in der Dämmerung bzw. in der Nacht auf Nahrungssuche zu gehen. Bei der **inverti-omnivoren** Lebensweise besteht die Nahrung zu Beginn aus Zooplankton (Gattung: *Alona*, *Bosmina*, *Chydorus*, *Daphnia*, *Oxyurella*) danach aus Insektenlarven (Gattung: *Chaoborus*, *Chironomus*), Mollusken (Gattung: *Sphaerium*, *Valvata*, *Viviparus*) sowie Würmern (*Tubifex* spp.). Oft werden aber auch Algen der Gattung *Asterionella* und *Surirella* und höhere Wasserpflanzen (*Myriophyllum* spp.), in Ausnahmefällen sogar Detritus aufgenommen. Die Geschlechtsreife wird je nach Wassertemperatur und Wachstumsrate meist zwischen 3 und 5 Jahren erreicht, wobei die männlichen Tiere zuerst geschlechtsreif werden. Die Laichzeit findet von Mai bis August bei Wassertemperaturen von 19-26°C statt. Die Eier werden im Flachwasser ruhiger Buchten an Wasserpflanzen meist in 3-4 Intervallen abgelegt. Die Eimenge schwankt zwischen 10 000-2 000 000 Eier je Weibchen bzw. 55 000-1 200 000 Stück je Kilogramm Körpergewicht. Nach 60-70 Tagesgraden schlüpfen die Larven und heften sich mit am Kopf befindlichen Klebdrüsen an Wasserpflanzen fest, bis der Dottersack aufgezehrt ist und sie schwimm- und fressfähig geworden sind.

Bedeutung: Die Schleie ist ein geschätzter Speisefisch, seine Unempfindlichkeit gegenüber hohen und tiefen Wassertemperaturen und den damit verbundenen Sauerstoffschwankungen macht diese Art zu einem wichtigen Wirtschaftsfisch. Aufgrund von ähnlichem Nahrungsspektrum wird die Schleie als Nebenfisch in der Karpfenteichwirtschaft gehalten. Das langsamere Wachstum von *T. tinca* wird durch ihren höheren Marktwert (20%) und ihre Robustheit kompensiert.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Lelek & Buhse 1992, Vilcinskas 1993, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Gerstmeier & Romig 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Froese & Pauly 2016

I-2 Barschartige

Ordnung: Perciformes

Familie: Percidae

I-2.1 Kaulbarsch (*Gymnocephalus cernua* L., 1758)

Trivialname: Kaulbarsch, Stuhr (dt.); ruffe (engl.); grémille (franz.); jorsch (rus.)

Verbreitung: Das Verbreitungsgebiet von *G. cernua* umfasst Mittel-, Nord- und Osteuropa nördlich der Alpen, des Balkans und des Kaukasus und reicht bis nach Sibirien. Die westliche Grenze des Areals ist die französische Adriaküste. Ausgenommen sind Norwegen und Irland, wo die Art nicht vorkommt. In Irland und Schottland fehlte der Kaulbarsch ursprünglich. Aufgrund von Fischbesatzmaßnahmen kommt er dort aber ebenso vor wie in

den großen Seen Nordamerikas. Als demersaler Fisch der Uferbereiche besiedelt der Kaulbarsch fließende und stehende Gewässer. Nur in der Ostsee und im Aralsee ist er gelegentlich auch im Brackwasser zu finden.

Verbreitungsgebiet: 74°N-43°N, 6°W-169°O

Morphologie: Der Kaulbarsch besitzt einen gedrungenen Körper mit einem kegelförmigen Kopf. Die durchschnittliche Größe der Fische liegt zwischen 5-15 cm, während das Normalgewicht bei 5-55 g liegt. Die großen Augen sind hochliegend und an den beiden Enden des Kiemendeckels sitzt ein Dorn. An der Unterseite des Kopfes befinden sich runde, flache Schleimgruben. Im Gegensatz zum Flussbarsch und Zander sind die beiden Rückenflossen ungeteilt und gehen fließend ineinander über, lediglich ein Einschnitt deutet die Stelle an. Die Rückenfärbung von *G. cernua* ist olivgrün oder graugrün mit dunklen Flecken, die Unterseite ist grünweiß, der Brustbereich eher rötlich gefärbt. Die Seitenlinie reicht nicht bis zur Schwanzflosse und beinhaltet 35-40 Ctenoidschuppen.

Flossenformel: D XI-XIX/11-16, A II/ 5-6, P 13, V I/5

Biologie: Dieser Raubfisch kommt oft in großen Bestandsdichten in den bodennahen Wasserschichten der Mündungsgebiete von Tieflandströmen vor. Der sich überwiegend invertivor aber auch piscivor ernährende **Bodenfisch der Uferbereiche** besiedelt Stromauf breitere Fließgewässerabschnitte und die Ufer- und Totmuschelbereiche stehender Gewässer. Er meidet das Pelagial von Seen und Fließgewässerbereiche mit starker Strömung. Besonders großwüchsig sind die Kaulbarsche in Brackwassergebieten von Flussmündungen und Küstengewässern. Wie bei Cypriniden führen zu hohen Dichten in manchen Gewässern zur Verbüttung. Um der Nahrungskonkurrenz für Nutzfische entgegenzuwirken, werden die Kaulbarsche nicht durch ein Mindestmaß geschützt. In Wirtschaftsgewässern kann der Kaulbarsch die Bestände von Nutzfischen schädigen, indem er diese als Laich und Bruträuber dezimiert. Die phyto-lithophil laichenden Kaulbarsche werden mit 1-2 Jahren geschlechtsreif. Von März bis Mai bei Temperaturen von 10-15°C werden die 1 mm großen Eier mit einer Anzahl zwischen 50 000 und 100 000 in Form von Gallertschnüren abgegeben. Nach 8-12 Tagen schlüpfen die ersten Larven und ernähren sich zu Beginn von Zooplankton. Als Adulter nimmt der piscivor lebende Kaulbarsch nicht nur benthisch lebende Invertebraten wie Insektenlarven (*Chironomus* spp.) und Krebstiere (*Asellus* spp.) auf, sondern ernährt sich zudem von Kleinfischen und Fischlaich.

Bedeutung: Wirtschaftlich hat *G. cernua* aufgrund seiner Größe nur eine geringe Bedeutung. Die großwüchsigen Kaulbarsche werden z. B an der Ostsee als Suppenfische geschätzt und zur Herstellung der Sturensuppe verwendet. Früher wurde in manchen Regionen Norddeutschlands die Massenvermehrung dieser Art genutzt, indem die Fische als Dung für die Felder verwendet wurden. Die anthropogen bedingte Aufteilung der Fließgewässer in einzelne Teilstrecken führte zur Isolation von Teilpopulationen und kann Bestandsschwankungen hervorrufen. Zudem ist eine ausreichende Sauerstoffverfügbarkeit in den unteren Seeschichten entscheidend für die Aufrechterhaltung der Kaulbarschbestände.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Hochleithner 2005, Froese & Pauly 2016, Thiel & Thiel 2015

I-2.2 Flussbarsch (*Perca fluviatilis* L., 1758)

Trivialname: Flussbarsch, Barsch (dt.); perch (engl.); perche (franz.); okunj (rus.)

Verbreitung: *Perca fluviatilis* zählt europaweit zu den häufigsten Fischarten. Sein natürliches Verbreitungsgebiet erstreckt sich über weite Teile Asiens bis hin zum gesamten europäischen Raum. Die Ausnahmen bilden Nordschottland, Nordskandinavien, der Adriabereich sowie die westliche Balkanhalbinsel. Der Flussbarsch ist besonders anpassungsfähig und demzufolge in der Lage, Brackwasserhabitats und alle stehenden und fließenden Gewässer mit genügend Wasserstand zu besiedeln. Auch in den Alpen in Höhen von 1000 m ü. N. N. ist *P. fluviatilis* noch dokumentiert worden.

Verbreitungsgebiet: 74°N-38°N, 91°W-168°O

Morphologie: In Abhängigkeit von Habitat und Alter ist der Körper von *P. fluviatilis* mehr oder weniger hochrückig. Zudem lässt sich der Barsch in drei ökologische Formen unterscheiden, der bunte „Krautbarsch“ der Uferregion, der helle „Jagebarsch“ des Freiwassers sowie der dunkle „Tiefenbarsch“, welcher bis in 50 m Tiefe vorkommt. Die Fanglängen liegen im Durchschnitt bei 15 bis 20 cm, während das Gewicht bis etwa 170 g reicht. In Ausnahmefällen können Maße von 50 cm und 3,5 kg erreicht werden. Die beiden Rückenflossen sind getrennt, während die erste Rückenflosse am hinteren Ende einen markanten schwarzen Fleck trägt. Die raue Oberfläche, die durch Kammschuppen (Ctenoidschuppen) verursacht wird, zählt zu weiteren Merkmalen des Flussbarschs. Die graugrüne Grundfärbung wird von fünf bis neun dunklen Querbinden durchzogen, welche dem Barsch sein charakteristisches Aussehen verleihen. Oft sind die mittleren Streifen Y-förmig. Der Bauch ist hell, während die After- und Bauchflossen rötlich, die Brust- und Rückenflossen hingegen grau erscheinen. Bei Flussbarschen wirkt sich das Wohlbefinden direkt auf ihre Färbung aus. Ist der Fisch krank oder verletzt, ist seine Färbung weniger intensiv. Das Maul ist endständig und stark bezahnt, der Kiemendeckel nach hinten stark zugespitzt. Entlang der Seitenlinie sind 58-67 Rundschuppen zählbar.

Flossenformel: D₁ XIII-XVII/ D₂ I-II/13-16, A II/7-10, P 11-17, V I/5

Biologie: Der Flussbarsch präferiert klare Gewässer mit festem Bodengrund. Während der Großteil stationär lebt, zeigen Teilpopulationen ein Wanderverhalten (anadromer Typ). Nur als Jungfisch lebt der Flussbarsch im **Litoral** und schließt sich zu Schwärmen zusammen. Als adulter Fisch führt er überwiegend eine einzelgängerische Lebensweise im **Pelagial**. Als Raubfisch bildet er mit anderen Barschen Jagdgruppen, um die kleineren Fische schneller zu erbeuten. Neben dem breit gefächerten Nahrungsspektrum ist auch der Kannibalismus weit verbreitet. Die ubiquitäre Verbreitung verdankt *P. fluviatilis* seiner Fähigkeit, je nach Nahrungsangebot zwischen Zooplankton, benthischen Invertebraten oder piscivorer Nahrung (z. B. *A. alburnus*, *R. rutilus*) wechseln zu können. Die Geschlechtsreife wird bei männlichen Tieren zwischen 2-3 Jahren, bei weiblichen zwischen 3-4 Jahren erreicht. Die Laichzeit erstreckt sich von März bis April, wobei bis zu 1 m lange Gallertbänder im Uferbereich an Wurzelwerk und Steinen abgelegt werden. Bei einer Laichtemperatur zwischen 7-8°C werden zwischen 12 000 und 300 000 Eier mit einem Durchmesser von 1,5-2 mm abgelegt.

Bedeutung: Stellenweise geschätzter Markt- und Angelfisch. Die wirtschaftliche Bedeutung ist in manchen Regionen wie im Bodensee (Obersee) sehr groß, wo der Flussbarsch nach den Coregonen den zweitwichtigsten Wirtschaftsfisch darstellt.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Muus & Dahlström 1998, Gebhardt & Ness 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Hochleithner 2005, Froese & Pauly 2015, Thiel & Thiel 2015

I-3 Der Europäische Aal

Ordnung: Anguilliformes

Familie: Anguillidae

I-3.1 Der Europäische Aal (*Anguilla anguilla*, L., 1758)

Trivialname: Europäischer Aal, Flußaal, eel (engl.); anguille (franz.); ugorj (rus.)

Verbreitung: Der Aal ist während seiner Fressphase in allen europäischen Flusssystemen, die in den Atlantik, das westliche Mittelmeer oder Nord- und Ostsee münden, verbreitet. Die natürliche Ausbreitung des Aals ist auf Gewässer beschränkt, die eine natürliche Zu- und Abwanderung des Aals durch Fließgewässer aus dem offenen Meer gewährleisten. Durch umfangreiche Besatzmaßnahmen sind die Verbreitungsgrenzen heute unscharf. Aalvorkommen in abgeschlossenen Standgewässern (Seen, Teiche, etc.) ohne natürliche Anbindung sind direkt auf Besatzmaßnahmen zurückzuführen.

Verbreitungsgebiet: 75°N-8°N, 82°W-45°O

Morphologie: *Anguilla anguilla* hat einen langgestreckten, schlangenförmigen Körper, charakteristisch ist der vom Rücken bis zum After durchgehende Flossensaum. Die Bauchflossen fehlen, während die kleinen Cycloidschuppen eingesenkt unter einer Schleimschicht liegen. Die durchschnittliche Totallänge für männliche Tiere liegt bei 35 cm, für weibliche bei 50 cm. Nach dem Glasaal-Stadium bekommen die Aale dorsal eine braungrüne Pigmentierung. Im Süßwasser ist die ventrale Seite gelblich (Gelbaal), der ins Meer abwandernden geschlechtsreifen Tiere silbrig (Blankaal) gefärbt. Der Kopf (dorsal betrachtet) ist entweder zugespitzt (Spitzkopf) oder breit und abgerundet (Breitkopf). Das endständige Maul von *A. anguilla* besitzt einen cranial verlängerten Unterkiefer, wobei der gesamte Kiefer gleichmäßig bezahnt ist. Die tiefe Mundspalte reicht ventral bis unter die Augenmitte, die Kiemenspalte liegt dicht vor der Brustflosse.

Flossenformel: D 245-280, A 205-235, P 15-20

Biologie: *Anguilla anguilla* ist ein katadromer Wanderfisch. Er lebt **bodenorientiert** im Süß-, Brack- und Seewasser und besitzt eine hohe Anpassungsfähigkeit an unterschiedliche Gewässertypen. Die Laichplätze des Aals liegen in der Sargassosee (20°N-30°N, 50°W-60°W) im Westatlantik. Von Juli bis Oktober wandern die Tiere 5 000 bis 7 000 km weit, wobei sie sich am Erdmagnetfeld, an Strömungen und Wassertemperaturen orientieren. Aus pelagischen Eiern schlüpfende Larven entwickeln sich zu weidenblattförmigen glashellen Leptocephali-Larven. Nach der ozeanischen Larvalphase (ca. 2,5 Jahre) erreichen die Larven nach anfänglich passivem Drift und später aktiver Bewegung Nordafrika und die Küsten Europas. Kurz vor der Ankunft setzt die Metamorphose ein, und ca. 65 mm lange farblose Glasaale entstehen. Während dieser Zeit nehmen die Fische keine Nahrung auf, ihr Körper verkürzt sich, wird drehrund und schlank. Mit Beginn der Pigmentierung ziehen sie in die Flüsse und kleinste Gewässer hinauf und werden als Steigaale bezeichnet. Die kontinentale Lebensphase, also die Fressphase im Süßwasser oder in küstennahen Meeresgebieten, dauert bei männlichen Tieren vier bis neun Jahre und sechs bis zwölf Jahre bei weiblichen. Wird eine Körperlänge von 16 bis 18 cm erreicht, setzt die Schuppenbildung ein.

Während dieser Fressphase sind die Aale überwiegend nachtaktiv. Die räuberische Ernährungsweise der Aale impliziert diverse Invertebraten und kleinere Fische als Beuteorganismen und ist als **inverti-piscivor** zu bezeichnen. Durch die Wassertemperatur und das unterschiedliche Nahrungsangebot werden zwei ökologische Typen induziert. Der Spitzkopfaal frisst Invertebraten wie Würmer (Annelida), Muscheln und Schnecken

(Mollusca), aber bevorzugt Zuckmückenlarven (Chironomiden). Der Breitkopfaal ernährt sich piscivor, Fischlaich und Amphibien eingeschlossen. Allerdings ist die Trennung zwischen den beiden Ernährungstypen nicht immer scharf. Den beiden Aalformen ist jedoch gemein, dass sie als nächtlicher Grundfisch aktiv werden und auf Nahrungssuche gehen. Dabei tritt keine Konkurrenz auf, da sie ganz unterschiedliche Beutespektren nutzen.

Nach 9-15 Jahren im Süßwasser wird die Geschlechtsreife erreicht und im Spätsommer oder Herbst erfolgt eine Abwanderung zur Reproduktion. Bereits 3-4 Monate zuvor beginnt die Umwandlung zum Blankaal. Die Nahrungsaufnahme wird eingestellt und der Darmkanal wird zurückgebildet. Die Augen vergrößern sich, der Kopf wird spitz und der gesamte Körper wird fest und muskulös. Die großen Fettreserven (bis zu 25% des Körpergewichts) ermöglichen den Aalen das Heranreifen der Geschlechtsorgane und das Erreichen der Laichgebiete ca. 1,5 Jahre nach Beginn der Wanderung.

Bedeutung: Der Aal bleibt einer der wichtigsten Wirtschaftsfische in Binnengewässern, während der Rückgang seines natürlichen Aufkommens fortschreitet und die Fangmenge weiter sinkt. Der hochwertige Speisefisch machte 1998 in der Binnenfischerei ca. 1/3 des Gesamterlöses aus. Durch Besatzmaßnahmen sollen die Populationsgrößen aufrechterhalten werden. Um die schwierigen Aufwanderungen der Aale auszugleichen, werden Glas- und Steigaale an den Küsten und Flußunterläufen gefangen und in geeigneten Seen und Flüssen besetzt. Dadurch sind die Aale auch in isolierten Gewässern anzutreffen.

Besonderheit: Laut der Untersuchung von Frankowski et al. (2013) lag der Anteil von Amerikanische Aale (*A. rostrata*) im Malchiner See im Jahr 2009 bei 5,8%. Im Jahr 2012 betrug der Anteil an der Gesamtanzahl aller Aale sogar nur 2%. Aufgrund der damit verbundenen geringen Wahrscheinlichkeit, dass es sich bei den hier aus dem Beprobungsjahr 2011 stammenden Aalen um Amerikanische Aale handelt, wird diese Möglichkeit vernachlässigt. Die im Rahmen dieser Arbeit parasitologisch untersuchten Aale werden daher alle der Art *A. anguilla* zugewiesen.

Beschreibende Literatur: Ladiges & Vogt 1979, Müller 1983, Gebhardt & Ness 1998, Muus & Dahlström 1998, Gerstmeier & Romig 1998, Kottelat & Freyhof 2007, Winkler et al. 2007, Frankowski et al. 2013, Froese & Pauly 2015

Anhang II: Untersuchte Gewässer und verwendete Materialien

II-1 Malchiner See

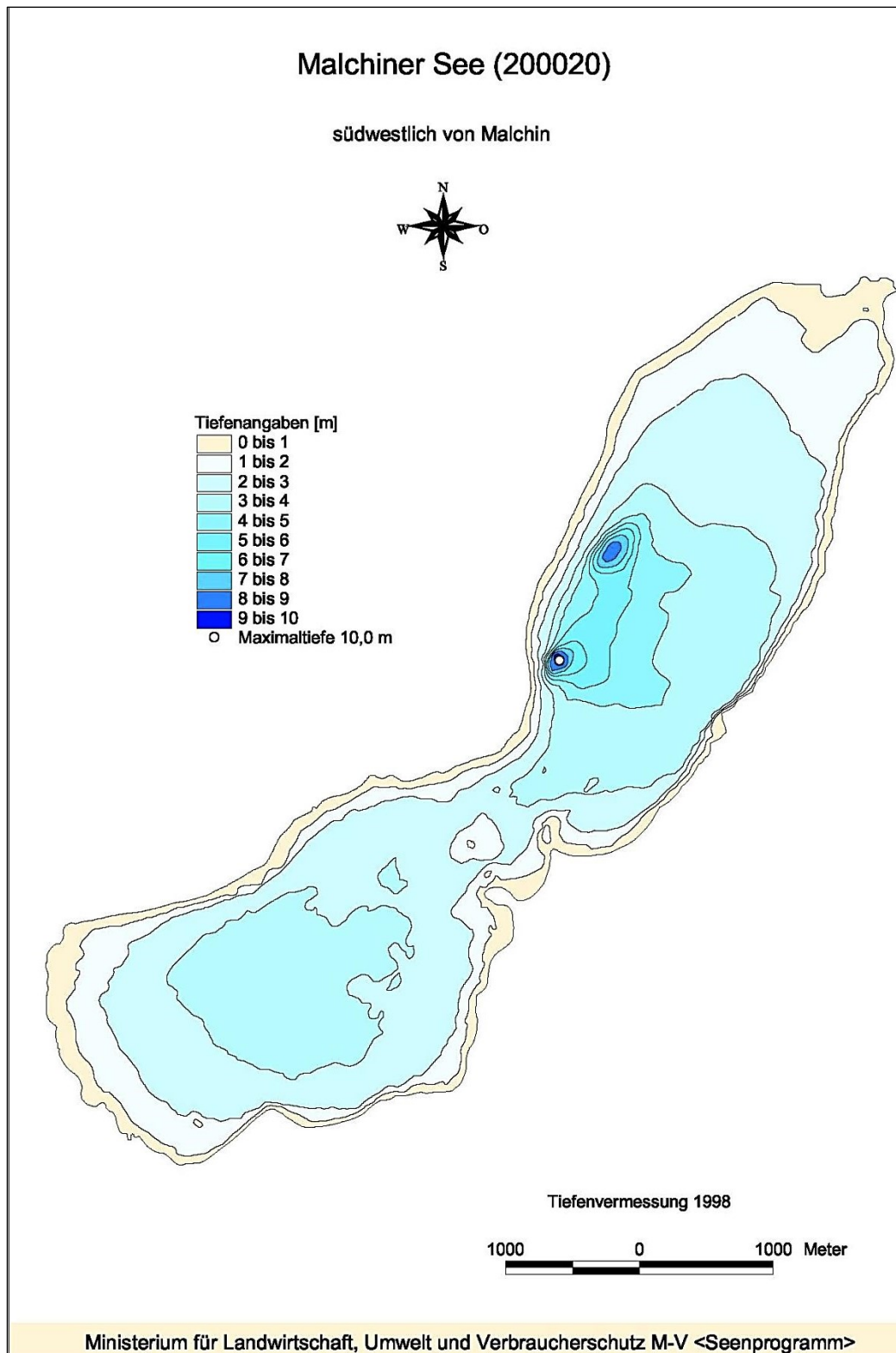


Abb. II-1.1: Tiefenkarte des Malchiner Sees (LU MV 2015)

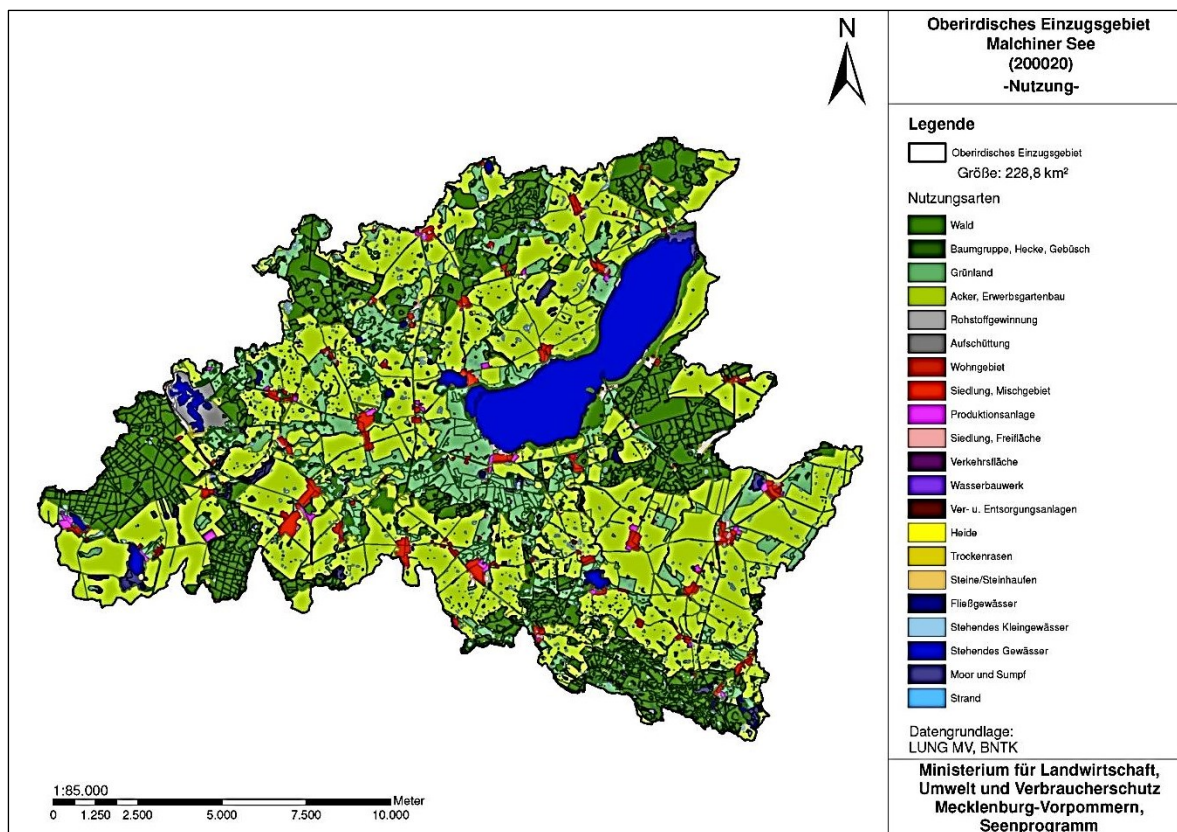


Abb. II-1.2: Nutzung des oberirdischen Einzugsgebiets des Malchiner Sees (LU MV 2015)

Oberirdisches Einzugsgebiet Malchiner See (200020)

Nutzungsarten aus der Biotop- und Nutzungskartierung (CIR 1991)

Attribut	Nutzungsart	Fläche [km²]	Anteil [%]
L2	Acker, Erwerbsgartenbau	105,279	46,004
B1	Wald	53,936	23,568
L1	Grünland	31,070	13,577
W3	Stehendes Gewässer	16,645	7,274
B2	Baumgruppe, Hecke, Gebüsch	7,666	3,350
S2	Siedlung, Mischgebiet	5,244	2,292
W4	Moor und Sumpf	2,554	1,116
W2	Stehendes Kleingewässer	1,796	0,785
R2	Aufschüttung	1,296	0,566
S3	Produktionsanlage	0,974	0,426
R1	Rohstoffgewinnung	0,557	0,243
S5	Verkehrsfläche	0,531	0,232
S4	Siedlung, Freifläche	0,474	0,207
W1	Fließgewässer	0,405	0,177
S1	Wohngebiet	0,213	0,093
T2	Trockenrasen	0,157	0,069
T1	Heide	0,023	0,010
S7	Ver- u. Entsorgungsanlagen	0,014	0,006
S6	Wasserbauwerk	0,006	0,002
W7	Sandstrand	0,003	0,001
T3	Steine/Steinhaufen	0,003	0,001
	Summe	228,847	100,000

Abb. II-1.3: Nutzungsarten aus der Biotop- und Nutzungskartierung des Malchiner Sees (LU MV 2015)

Tab. II-1.1: Vorkommen und Häufigkeit von potenziell zu erwartenden Fischarten auf Basis von Berichten des IGB (2004) für den Zeitraum 1945-1990, der Fischerbefragungen im Jahr 1995 sowie Fischereistatistiken (LFA, LALLF in BMU/UBA 2004b), gutachtlichem Landschaftsrahmenplan MV (LUNG in biota/StALU MM 2014) und eigener Beprobungen, *hier als Pikalov 2011 vermerkt. Alphabetische Sortierung nach Artnamen. a: allochthon, h: häufig, r: regelmäßig, s: selten

	Häufigkeit	Artname	deutscher Name	Quelle
1	h	<i>Abramis brama</i>	Blei	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
2	h	<i>Alburnus alburnus</i>	Ukelei	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
3	h	<i>Anguilla anguilla</i>	Europäische Aal	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
4	s	<i>Ballerus ballerus</i>	Zope	IGB 2004
5	s	<i>Barbatula barbatula</i>	Schmerle	IGB 2004
6	h	<i>Blicca bjoerkna</i>	Güster	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
7	r	<i>Carassius carassius</i>	Karausche	IGB 2004, LALLF 2009
8	a, s	<i>Carassius giebello</i>	Giebel	IGB 2004, Pikalov 2011*
9	h	<i>Cobitis taenia</i>	Steinbeißer	IGB 2004, StALU MM 2014
10	s	<i>Coregonus maraena</i>	Ostseeschnäpel	IGB 2004
11	a, s	<i>Ctenopharyngodon idella</i>	Graskarpfen	IGB 2004
12	a, h	<i>Cyprinus carpio</i>	Karpfen	LFA 2002, IGB 2004
13	h	<i>Esox lucius</i>	Hecht	LFA 2002, IGB 2004
14	r	<i>Gasterosteus aculeatus</i>	Dreistachliger Stichling	LFA 2002, IGB 2004
15	h	<i>Gobio gobio</i>	Gründling	LFA 2002, IGB 2004
16	h	<i>Gymnocephalus cernua</i>	Kaulbarsch	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
17	a	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	Silberkarpfen	IGB 2004
18	a	<i>Hypophthalmichthys nobilis</i>	Marmorkarpfen	IGB 2004
19	s	<i>Lampetra fluviatilis</i>	Flussneunauge	IGB 2004
20	r	<i>Lampetra planeri</i>	Bachneunauge	IGB 2004, LUNG 2011*
21	h	<i>Leucaspis delineatus</i>	Moderlieschen	IGB 2004
22	s	<i>Leuciscus aspius</i>	Rapfen	LFA 2002, IGB 2004
23	s	<i>Leuciscus cephalus</i>	Döbel	IGB 2004
24	s	<i>Leuciscus idus</i>	Aland	IGB 2004
25	s	<i>Lota lota</i>	Quappe	IGB 2004
26	r	<i>Misgurnus fossilis</i>	Schlammbeißer	LFA 2002, IGB 2004
27	a	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Regenbogenforelle	IGB 2004
28	r	<i>Osmerus eperlanus</i>	Stint	IGB 2004
29	s	<i>Pelecus cultratus</i>	Ziege	IGB 2004
30	h	<i>Perca fluviatilis</i>	Flussbarsch	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
31	r	<i>Pungitius pungitius</i>	Zwergstichling	IGB 2004
32	s	<i>Rhodeus sericeus</i>	Bitterling	IGB 2004, biota/StALU MM 2014
33	h	<i>Rutilus rutilus</i>	Rotaugen	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
34	s	<i>Salmo trutta</i>	Meerforelle	IGB 2004
35	s	<i>Salmo trutta fario</i>	Bachforelle	LFA 2002, IGB 2004
36	h	<i>Sander lucioperca</i>	Zander	LFA 2002, IGB 2004
37	h	<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	Rotfeder	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
38	r	<i>Silurus glanis</i>	Wels	IGB 2004
39	h	<i>Tinca tinca</i>	Schleie	LFA 2002, IGB 2004, Pikalov 2011*
40	s	<i>Vimba vimba</i>	Zährte	LFA 2002, IGB 2004

II-2 Hohen Sprenger See

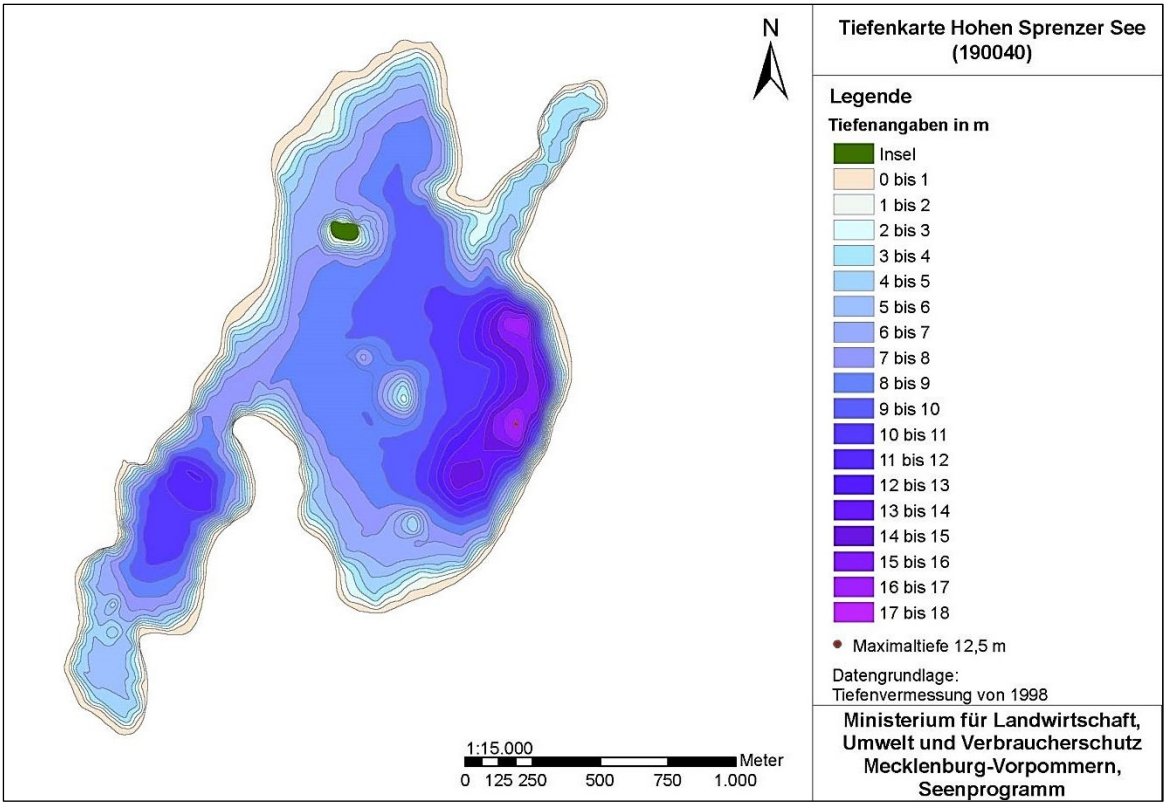


Abb. II-2.1: Tiefenkarte des Hohen Sprenger Sees (LU MV 2015)

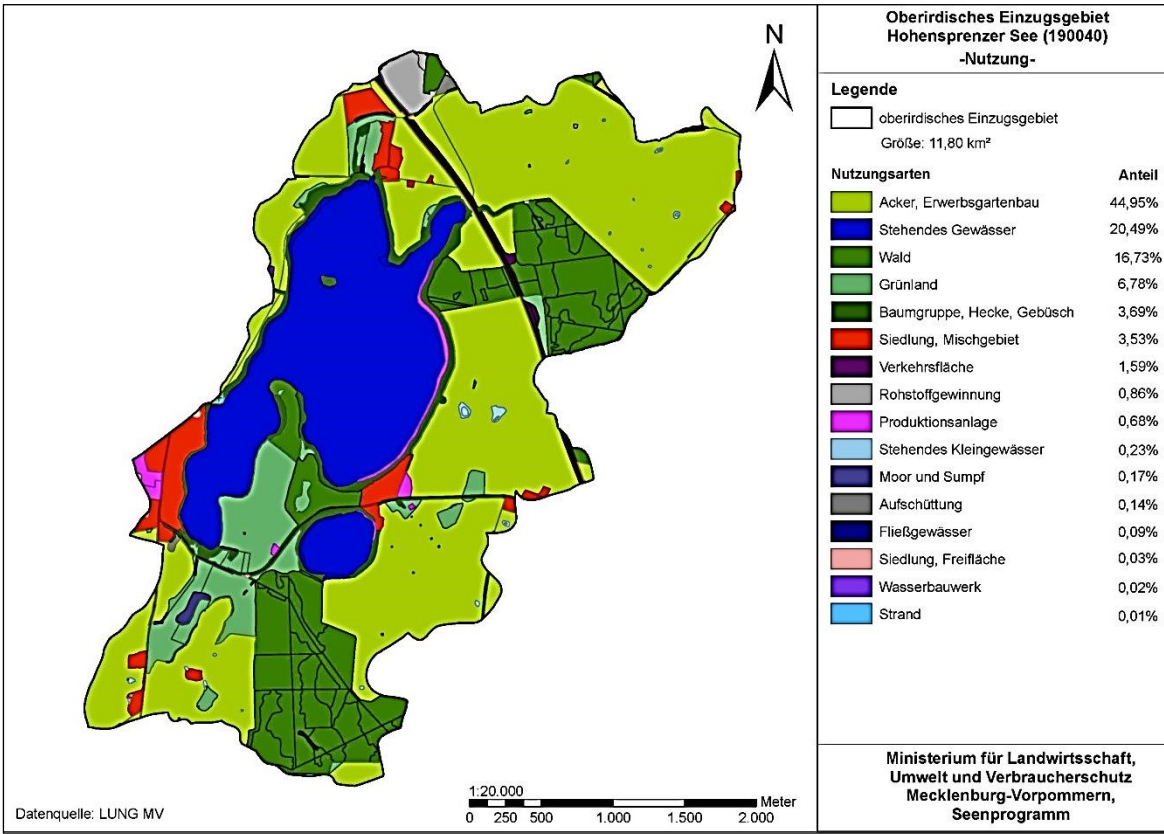


Abb. II-2.2: Nutzung des oberirdischen Einzugsgebiets des Hohen Sprenger Sees (LU MV 2015)

II-3 Verwendete Materialien

Tab. II-3.1: Übersicht über die verwendeten Materialien, Geräte und Programme

Materialien	Beschreibung
Blockschälchen	MBM Lehr- und Verlagsgesellschaft mbH, Selters
Collection Tubes	PeqGOLD DNA Kit, Lot:101515, peqlab Biotechnologie GmbH, Erlangen
Deckgläschen	22×22 mm, 22×40 mm, 18×18 mm, Carl Roth GmbH & Co. KG, Karlsruhe
Knete	Plastilin-Knete, Staedtler
Eppendorfgeläße	Plastibrand Microtubes, Carl Roth GmbH & Co. KG, Karlsruhe
Gewinde-Präparategläser	35×12 mm mit Alu-Schraubkappe (VE = 100), Schuett-biotec, Göttingen
Maßband	0,1 cm-Einteilung
Objektträger	BMS, 76×26 mm, Breukhoven B.V., Niederlande
Parafilm	Parafilm "M"®, Bemis Company, Inc. Neenah, Vereinigte Staaten
PCR-Tubes	0,2 ml, ratiolab GmbH, Dreieich
Perfect Bind DNA Column	PeqGOLD DNA Kit, Lot:101515, peqlab Biotechnologie GmbH, Erlangen
Petrischalen	
Pinzetten	Dumont Nr. 5, Spitze (0,05 breit, 0,01mm dick), Schweiz
Pipetten	10 µl, 100 µl, 1000 µl, Eppendorf Research® plus, Eppendorf Vertrieb Deutschland GmbH, Wesseling-Berzdorf
Präparierbesteck	Scheren (grob/fein), Glaspipetten, Federstahlpinzette, Präpariermodeln
Präparierschale	
Skalpelli	Sterile R, Schreiber® Instrumente, Fridingen
Zeichenset Rotring isograph	Strichstärke 0,2, 0,3, 0,4, 0,5 mm, Zeichentusche 23 ml schwarz, S0226890
Technische Geräte	Beschreibung
Analysenwaage (fein)	Kern KB 120-3N, max. 121 g, d = 0,001 g, W 1200783, Kern & Sohn GmbH, Balingen
Analysenwaage (fein) (Labor Riga)	Kern, max. 150 g, d = 0,001g, EW 150-3M, Kern & Sohn GmbH, Balingen
Analysenwaage	Kern PCB 10000-1, max. 1.000 g, d = 0,1 g, WD110024789, Kern & Sohn GmbH, Balingen
Analysenwaage (Labor Riga)	Kern, max. 600 g, d = 0,001, Kern & Sohn GmbH, Balingen
Binokular	MBS-10, Nr. 8940813, Vergrößerungsaufsätze 0,6×, 1×, 2×, 4×, 7× (8× im Okular), Russland
Binokular (Labor Riga)	Leica S6E, Leica Microsystems GmbH, Wetzlar, Deutschland
Digitalkamera (Genetik)	Canon EOS 1100D, Objektiv EF-S18-55, Canon Deutschland GmbH, Krefeld
Geldokumentationssystem	BioDocAnalyze (BDA), (Analytic, Jena), (Biometra, Göttingen)
Heizplatte	Harry Gestigkeit, HT 01, S/No 4100312, 230 V, 1.000 W bis 110 °C, Harry Gestigkeit GmbH Düsseldorf
Kammern (Gelelektrophorese)	MultiSUB Ms choice 15, Warwickshire, UK
Kritisch-Punkt-Trockner	Baltic SCD004
Mikroskop	Olympus, BX53F mit Nomarski-Kontrast, Vergrößerungsaufsätze 4×, 10×, 20×, 40×, 60×, 100×, (10× im Okular), Tokio, Japan
Mikroskopkamera	Olympus UC30, Olympus Soft Imaging Solutions GmbH
Mikroskop (Labor Riga)	Leica ICC50 HD, Leica Microsystems GmbH, Wetzlar, Deutschland
PCR-Cycler	Gene Touch Thermal Cycler, Bioer Technology, Hangzhou, China
Spannungsgeber (Gelelektrophorese)	Consort EV 243, Turnhout, Belgien
Thermomixer	Mixing Block MB-102, Bioer Technology, Hangzhou, China
UV-Belichtungsgerät	UV-Belichtungsgerät, Nr. 140007, AC 230 V, 50-60 Hz, 32 W, Gie-Tec GmbH, Eiterfeld
Vortexmischer	Vortex Mixer ZX4, Velp Scientifica, Usmate Italien
Zentrifuge	Universal 320R, Hettich Zentrifugen, Universal 320R, Andreas Hettich GmbH Co.KG, Tuttlingen
Chemikalien	Beschreibung
Aceton (C ₃ H ₆ O)	99,9%, Carl Roth GmbH & Co. KG, Karlsruhe
Destilliertes Wasser	
Ethanol (C ₂ H ₆ O)	99,9 %, Carl Roth GmbH & Co. KG, Karlsruhe
Eugenol (C ₁₀ H ₁₂ O ₂)	Carl Roth GmbH & Co. KG, Karlsruhe
Glycerin (C ₃ H ₈ O ₃)	wasserfrei, Carl Roth GmbH & Co. KG
HistoChoice®	Mounting Media, Amresco, Salon, USA
Kanadabalsam	Carl Roth GmbH & Co. KG, Karlsruhe
Karmin	Carl Roth GmbH & Co. KG
Natriumchlorid (NaCl)	Fine Kitchen Salt, Professional Jojo
Paraffin	Carl Roth GmbH & Co. KG, Roti-Plast, Pastillen, Schmelzpunkt 56-58 °C
Salzsäure (HCl)	Carl Roth GmbH & Co. KG
Silbernitratlösung (AgNO ₃)	DAB 7, Feinchemie K.-H. Kallies KG
Molekulargenetische Untersuchung	Beschreibung
TAE Puffer	(50x) AppliChem GmbH, Darmstadt
Größenmarker	PeqGold 100 bp DNA Leiter+, peqlab Biotechnologie GmbH, Erlangen
Agarosegel	Roti®garose Carl Roth GmbH & Co. KG
Microspin tissue DNA Mini Kit	PerfectBind-DNA-Säulen, Sammel-Tubes, DNA Lysis Buffer T, DNA Binding Buffer, DNA Wash Buffer, TE Buffer, Elution Buffer, Proteinase K
Cycle -Pure Kit	Perfect-Bind-DNA-Säulen, Sammel-Tubes, CP Buffer, CG Wash Buffer, Elution Buffer
Gel Red	GelRed Nucleic Acid Stain, Biotium, Hayward, USA
Programme	Beschreibung
Biometra	BioDocAnalyze Software 2.2, An Analytic Jena Company
cell Sens software	Ink., Dimension, 2012
LC Micro Olympus	Olympus Soft Imaging LC micro 2012
Photoshop software	CS5, Version 12.0.4 x 32, 2010
Primer 6	Version 6.1.13, 2009

Tab. II-3.2: Übersicht über die verwendeten Primer in der molekulargenetischen Analyse. T_m=Schmelztemperatur für Nukleinsäure-Hybridisierung

Parasitengroßgruppe	Verwendete Primer	Richtung	Sequenz	Region	T _m [C°]
Myxozoa	MX5	vorwärts	(5'-CTGCGGACGGCTCAGTAAATCAGT-3')	18S	64,2
	MX3	rückwärts	(5'-CCAGGACATCTTAGGGCATCACA-3')	18S	62,8
	MC5	vorwärts	(5'-CCTGAGAAACGGCTACCATCCA-3')	18S	64,3
	MC3	rückwärts	(5'-GATTAGCCTGACAGATCACTCCACGA-3')	18S	61,7
	MB3	vorwärts	(5'-CCAAACCGCTCCTGTAAATCATC-3')	18S	58,7
	MB5	rückwärts	(5'-GGTGATGATTAAACAGGAGCGGT-3')	18S	58,5
Digenea	F-Primer 3S	vorwärts	(5'-GGTACCGGTGGATCACGTGGCTAGTG-3')	3S	64
	R-Primer ITS2.2	rückwärts	(5'-CCTGGT TAGTTT CTT TTC CTC CGC-3')	ITS	62,2
Cestoda	D1	vorwärts	(5'-AGGAATTCCTGGTAAAGTGCAAG-3')	28S	56,5
	D2	rückwärts	(5'-CGTTACTGAGGGAAATCCTGGT-3')	28S	57
	Worm A	vorwärts	(5'-GCGAATGGCTCATTAATCAG-3')	18S	55
	Worm B	rückwärts	(5'-CTTGTACGACTTTTACTTCC-3')	18S	48,6

Tab. II-3.3: Übersicht über den verwendeten Mastermix, die PCR-Phasen und die Agarosegelkonzentration

Zusammensetzung des verwendeten Mastermixes			
Komponente	Myxozoa	Digenea	Cestoda
ddH ₂ O	17,75 µl	16,75 µl	15 µl
Reaktionspuffer y	2,5 µl	2,5 µl	2,5 µl
dNTPs	0,5 µl	1,25 µl	1,25 µl
Taq Polymerase	0,25µl	0,5 µl	0,25 µl
Worm A	1 µl	1 µl	1 µl
Worm B	1 µl	1 µl	1 µl
DNA	2 µl	2 µl	4 µl
Gesamtvolumen	25 µl	25 µl	25 µl
Durchführung der PCR-Reaktion für Myxozoa			
PCR-Phasen	Temperatur	Zeitspanne	Zyklen
Initiale Denaturierung	94°C	2,5 min.	1
Denaturierung	94°C	20 sek.	30
Primer-Annealing	46°C	30 sek.	
Primer-Extension	65°C	70 sek.	
Finale Primer-Extension	65°C	10 min	1
Durchführung der PCR-Reaktion für Digenea			
PCR-Phasen	Temperatur	Zeitspanne	Zyklen
Initiale Denaturierung	95°C	3 min.	1
Primer-Annealing	45°C	2 min.	1
Primer-Extension	72°C	90 sek.	1
Denaturierung	95°C	45 sek.	4
Primer-Annealing	50°C	45 sek.	4
Primer-Extension	72°C	90 sek.	4
Denaturierung	95°C	20 sek.	30
Primer-Annealing	52°C	20 sek.	30
Primer-Extension	72°C	90 sek.	30
Finale Primer-Extension	72°C	5 min.	1
Durchführung der PCR-Reaktion für Cestoda.			
PCR-Phasen	Temperatur	Zeitspanne	Zyklen
Initiale Denaturierung	96°C	2 min.	1
Denaturierung	96°C	30 sek.	40
Primer-Annealing	54°C	30 sek.	
Primer-Extension	72°C	2 min.	
Finale Primer-Extension	72°C	7 min.	1
Verwendete Agarosegelkonzentration während der Gelelektrophorese			
Parasitengroßgruppe	Konzentration	Parameter	
Myxozoa	0,8%	130 mA, 130 V, 30 min	
Digenea	0,8%	130 mA, 130 V, 50 min	
Cestoda	0,8%	130 mA, 130 V, 50 min	

Anhang III: Dokumentation der nachgewiesenen Parasitenarten

CHROMISTA

III-1 Stamm: Oomycota Arx, 1967

Art: Oomycota indet.

Wirt: *Blicca bjoerkna*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Spore

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die runden Sporen der nicht determinierten Pilzform an den Kiemenfilamenten von *B. bjoerkna* haben einen Durchmesser von 85 µm. Der Sporenhalt gestaltete sich strukturarm.

Diagnose in dieser Arbeit: Obwohl keine leeren Sporangienhüllen nachgewiesen werden konnten, deuten die Sporenform und der Sporensitz auf einen Pilzbefall hin. Bei den vorliegenden Sporen könnte es sich um die Gattung *Saprolegnia* handeln. Laut Schäperclaus (1979) und Ke et al. (2009) ist eine exakte Artbestimmung anhand einzelner Stadien der sogenannten Eipilze nur schwer möglich.

Darstellung: Neben den hier erstellten Fototafeln werden unter dem Punkt „Darstellung“ im Folgenden Verweise auf fotografische bzw. zeichnerische Darstellungen der jeweiligen Parasitenart in der Literatur angegeben (Publikationen oder Bücher mit Seitenangabe). Fototafel 6

Lebenszyklus: Monoxen

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): k. A.

Besonderheit: Erreger der Pilzinfektionen der Fische sind verschiedene Vertreter des artenreichen Stammes Oomycota. Insbesondere Pilze der Gattungen *Saprolegnia* und *Achlya* kommen bei Wild- oder Aquakulturfischen vor, wobei sie meist als Sekundärparasiten an geschwächten oder verletzten Tieren auftreten. Die hier detektierte Pilzinfektion wird bei den parasitologischen Standardberechnungen nicht berücksichtigt.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Ke et al. 2009

PROTOZOA

III-2 Stamm: Ciliophora Doflein, 1901

Ordnung: Hymenostomatida Delage & Hérouard, 1896

Familie: Ichthyophthiriidae Kent, 1881

Art: *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet, 1876

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Gymnocephalus cernua*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=4,5-62,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Flossen, Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Ichthyophthirius multifiliis* ist je nach Stadium von runder bis ovaler Form. Die gesamte Körperoberfläche des Parasiten ist bewimpert (holotricher Ciliat). Die Größe des reifen Trophozoiten auf dem Fisch kann 0,3-1,5 mm betragen. Ein besonderes Merkmal von *I. multifiliis* ist die Hufeisenform des Makronukleus.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte anhand der Lokalisation, der Parasitenform und dem auffälligen Makronukleus.

Darstellung: Hoffmann 1999 (S. 35), Fototafel 6

Lebenszyklus: Monoxen, mit freilebendem Reproduktionsstadium. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *I. multifiliis* für *A. brama*, *A. alburnus*, *G. cernua* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *I. multifiliis* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Ichthyophthirius multifiliis* oder „Ich“ ist der Erreger der Weißpünktchenkrankheit bei Fischen. Der Ciliat gehört zu den gefährlichsten Krankheitserregern und kommt weltweit auf der Haut und Kiemen von diversen Nutz- und Zierfischen vor. Besonders gefährdet sind Brut- und Jungfische von langsam schwimmenden Fischarten wie den Hechten, Karpfen oder Schleien. Dabei bohren sich die 30-50 µm großen Schwärmer (**Theronten**) unter die Fischepidermis. Zur Vermehrung verlässt der Parasit (**Trophozoit-Stadium**), im Gegensatz zu anderen Ciliaten wie den Trichodinien, den Wirt. Im Lebenszyklus von *I. multifiliis* unterscheidet man zwischen einem **Hautstadium**, einem **Bodenstadium** und einem **Schwärmer-Stadium**. Durch die Anwesenheit von vielen noch im Anfangsstadium befindlichen Theronten mit kaum sichtbarem Makronukleus war das Detektieren der genauen Individuenanzahl nicht möglich. Zudem gilt bei der Abstrichnahme, dass auf diese Weise immer nur ein Teil der gesamten Parasitenfauna abgebildet werden kann.

Für die Standardberechnungen ergibt sich somit nur die Berechnung der Prävalenz.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Amlacher 1972, Schäperclaus 1979, Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992, Hoffmann 1999, Mehlhorn & Piekarski 2002, Körting 2006, Rapp 2010

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina acuta* Lom, 1961

Wirt: *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Gymnocephalus cernua*, *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=2,8-5,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Flossen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Körper der mobilen Ciliaten der Gattung *Trichodina* besteht aus einer einzigen Zelle und hat eine flach-zylindrische, halbkugel- oder scheibenförmige Gestalt. Der apikale Adoralpol besitzt eine Wimpernspirale für den Nahrungserwerb, eine pulsierende Vakuole und einen Makro- und Mikronukleus. Der Mikronukleus erscheint eiförmig bis rund, während der Makronukleus in seiner Hufeisenform je nach Gattung unterschiedliche Längen erreicht. Dem Adoralpol liegt der mikroskopisch gut zu erkennende Aboralpol gegenüber, welcher aus einem Wimpernkranz für die Fortbewegung und einer

Haftscheibe zur Festheftung zusammengesetzt ist. Die Haftscheibe wird durch proteinöse Skelettelemente gebildet und besteht in der Aufsicht aus konzentrisch angeordneten Ringen. Dabei formen mehrere radiär angeordnete Haken einen Hakenkranz, während die Haken selbst aus dem zum Zentrum gerichteten Dorn, dem Mittelstück und der zur Peripherie weisenden Schneide bestehen. Umgeben wird der Hakenkranz von einem Ring aus Leisten, deren Anzahl pro Schneide u. a. zur taxonomischen Artbestimmung genutzt wird. Der äußere Zellrand trägt Cilien und formt damit den letzten Ring, den sogenannten Wimpernkranz. *Trichodina acuta* ist scheibenförmig und weist nach der Silbernitratimprägnierung ein helles Haftscheibenzentrum auf. Die Hakenschneide hat eine schaufelförmige Gestalt mit teilweise anterior spitz zulaufenden Enden. Innerhalb des Hakens verjüngen sich die Hakendornen posterior und liegen auf der gleichen Höhe mit der Schneide. Die adorale Wimpernschnecke hat einen Umgang zwischen 380° und 400°.

Diagnose in dieser Arbeit: Ein wichtiges Bestimmungsmerkmal der Trichodinen ist die Länge des Umganges der adoralen Wimpernschnecke um den adoralen Pol. In der Gattung *Trichodina* sind es 360°-540°, bei *Paratrachodina* nur 150°-280° und in der Gattung *Trichodinella* 180°-270°. Neben der Morphologie der Haken zur Abgrenzung zwischen Gattungen und Arten kann die Färbung des Haftscheibenzentrums nach der Silbernitratimprägnierung als weiteres taxonomisches Merkmal verwendet werden. Die Art *T. acuta* konnte anhand des Bestimmungsschlüssels nach Schulmann (1984) identifiziert werden. Zudem stimmten die morphometrischen Eigenschaften mit den Werten aus der Literatur überein.

Tab. III-2.1: Morphometrische Daten von *Trichodina acuta* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert (in Klammern). B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Ø: Durchmesser. Alle Messungen nach Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)
Haftscheibe*	Ø	2	43,0-49,0 (46,0)	30,0-85,0
Hakenkranz (außen)	Ø	2	40,0	28,6-50,0
Hakenkranz (innen)	Ø	2	28,0-29,0 (29,0)	12,0-57,0
Haken	n	2	20-21 (21)	15-30
Leisten pro Haken	n	2	8	7-13
Haken	L	2	13,0	k.A.
Schneide	L	2	5,0	2,4-7,0
Dorne	L	2	6,0-7,0 (7,0)	2,9-7,5
Mittelstück	L	2	4,0	7,4-18,0
	B	2	3,0	1,4-5,1

Darstellung: Lom & Dykova 1992 (S. 277), Fototafel 7

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: Fische, Amphibien, Krebse

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. acuta* für *A. alburnus*, *B. bjoerkna*, *G. cernua* und *R. rutilus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *T. acuta* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Auf Fischen sind die Trichodinen sogenannte Schwächeparasiten, die nur bei Stresssituation in Massen vorkommen und mit ihrem Haftapparat die Fischepidermis verletzen. *Trichodina acuta* ist weltweit verbreitet und wurde bereits auf diversen Wirten nachgewiesen.

Der Methode der Abstrichnahme liegt stets die Tatsache zugrunde, dass damit immer nur ein Ausschnitt der tatsächlichen Ektoparasitenfauna repräsentiert wird. Obwohl die hier detektierten Individuen der

Gattung *Trichodina* ausgezählt werden konnten, werden bei den Standardberechnungen lediglich die Prävalenzen der Arten berechnet. Dies gilt für alle hier beschriebenen Ciliaten.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992, Röttger 2001

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina modesta* Lom, 1970

Wirt: *Abramis brama*

Befall: P [%]=5,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Trichodina modesta* gehört zu den kleinen Vertretern der Gattung *Trichodina*. Die Haftscheibe dieser Art ist im Durchmesser zwischen 20-48 µm groß. Nach der Silbernitratimprägnierung färbt sich das Haftscheibenzentrum dunkel. Zu weiteren taxonomischen Charakteristika zählt die charakteristische Morphologie der schaufelförmigen Hakenschneiden. Diese weisen zum einen entlang der gesamten Schneide eine gleichmäßige Breite auf, zum anderen ist das anteriore Ende charakteristisch abgerundet. Die Hakendornen sind dünn und stäbchenförmig. Der gesamte Hakenkranz wird von 17-26 Haken gebildet. Der Umgang der adoralen Wimpernspirale liegt bei 360°-400°.

Diagnose in dieser Arbeit: *Trichodina modesta* ist ein häufiger Parasit von *A. brama*. Die Artbestimmung erfolgte mithilfe des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Neben den mit der Literatur übereinstimmenden morphometrischen Daten konnte der vorliegende Einzeller anhand der Schneidenmorphologie eindeutig der Art *T. modesta* zugeordnet werden.

Tab. III-2.2: Morphometrische Daten von *Trichodina modesta* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Ø: Durchmesser. Alle Messungen Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)
Haftscheibe*	Ø	3	28,0-31,0 (30,0)	20-48,4
Hakenkranz (außen)	Ø	3	26,0-28,0 (27,3)	21,8-40,0
Hakenkranz (innen)	Ø	3	18,0	13,0-29,1
Haken	n	3	24	17-26
Leisten pro Haken	n	1	7	5-11
Haken	L	3	8,0-9,0 (8,3)	k.A.
Schneide	L	3	4,0-5,0 (4,3)	2,7-5,9
Dorne	L	3	4,0-5,0 (4,3)	1,7-5,8
Mittelstück	L	3	2,0-3,0 (2,3)	3,0-4,0
	B	3	1,0	0,6-3,9

Darstellung: Schulmann 1984 (S. 335), Fototafel 7

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. modesta* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992, Gaze & Wootten 1998

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina mutabilis* Kazubski & Migala, 1968

Wirt: *Gymnocephalus cernua*

Befall: P [%]=5,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Nach der Silbernitratimprägnierung erscheint das Haftscheibenzentrum von *Trichodina mutabilis* gleichmäßig dunkel. Zu weiteren charakteristischen Merkmalen dieser Art zählen die schaufelförmigen Schneiden. Die Dornen sind stäbchenförmig und das Mittelstück ist deutlich länger als breit. Der hufeisenförmige Makronukleus ist vergleichsweise groß, während der Mikronukleus spindelförmig neben dem Makronukleus liegt. Der Umgang der adoralen Wimpernspirale liegt bei 380°-400°.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte mithilfe des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Obwohl die Hakendornen in den vorliegenden Exemplaren etwas kürzer waren, stimmten die Schneidenmorphologie und die Messdaten mit den Angaben aus der Literatur überein. Demnach konnte dieser Einzeller eindeutig der Art *T. mutabilis* zugeordnet werden.

Tab. III-2.3: Morphometrische Daten von *Trichodina mutabilis* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Ø: Durchmesser. Alle Messungen nach Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)
Haftscheibe*	Ø	2	38,0-64,0 (51,0)	30,0-74,0
Hakenkranz (außen)	Ø	2	25,0-58,0 (41,5)	16,0-62,0
Hakenkranz (innen)	Ø	2	24,0-42,0 (33,0)	15,0-54,0
Haken	n	2	22-26 (24)	21-36
Leisten pro Haken	n	2	7-15 (11)	7-12
Haken	L	2	9,0-16,0 (12,5)	max. 20,7
Schneide	L	2	5,0-8,0 (6,5)	4,4-10,0
Dorne	L	2	4,0-7,0 (5,5)	4,8-10,4
Mittelstück	L	2	4,0-5,0 (4,5)	5,2-20,7
	B	2	1,0-3,0 (2,0)	1,1-3,0

Darstellung: Lom & Dykova 1992 (S. 278), Fototafel 7

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (D/DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. mutabilis* in Deutschland. Demnach neuer Gebietsnachweis von *T. mutabilis* für *G. cernua* in Deutschland, sowie neuer Gebietsnachweis von *T. mutabilis* in Binnengewässern von MV.

Besonderheiten: *Trichodina mutabilis* gehört zu häufigen Ciliaten und parasitiert bei diversen Fischarten wie z. B. dem Karpfen, Kaulbarsch, Rotaugen und aber auch bei Kaulquappen und Muscheln.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina nigra* Lom, 1960

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Haftscheibe des variablen Körpers von *Trichodina nigra* ist im Durchmesser 27-69 µm groß. Zu den taxonomischen Charakteristika dieser Art zählen, neben dem durch die Silbernitratimprägnierung dunkel gefärbtem Zentrum, der Umgang der adoralen Wimpernschnecke von 380°-390°. Der Hakenkranz wird von schaufelförmigen, teilweise anterior zugespitzten Schneiden gebildet. Die Dornen laufen spitz zum Haftscheibenzentrum zu. Insgesamt wird der Hakenkranz von 17-33 Haken gebildet. Der Makronukleus hat eine charakteristische Hufeisenform, während der längliche Mikronukleus medial liegt und seine durchschnittliche Größe bei der Gattung *Trichodina* bei *T. nigra* leicht überschreitet.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte mithilfe des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Zudem wurden Merkmale wie die dunkle Färbung des Zentrums und die Hakenmorphologie berücksichtigt. Anhand der mit der Literatur übereinstimmenden morphometrischen Daten konnte dieser Ciliat eindeutig der Art *T. nigra* zugeordnet werden.

Tab. III-2.4: Morphometrische Daten von *Trichodina nigra* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen, Ø: Durchmesser. Alle Messungen nach Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)
Haftscheibe*	Ø	1	57,0	27,0-69,0
Hakenkranz (außen)	Ø	1	47,0	15,0-61,5
Hakenkranz (innen)	Ø	1	31,0	17,0-40,0
Haken	n	1	20	17-33
Leisten pro Haken	n	1	11	8-16
Haken	L	1	17,0	k.A.
Schneide	L	1	8,0	3,6-7,0
Dorne	L	1	7,0	3,5-9,0
Mittelstück	L	1	4,0	3,5-11,0
	B	1	2,0	0,9-4,0

Darstellung: Lom & Dykova 1992 (S. 278), Fototafel 7

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. nigra* für *R. rutilus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *T. nigra* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Trichodina nigra* zählt zu den pathogenen Ciliaten. In Abhängigkeit vom Wirt und der Jahreszeit variiert der Einzeller in seiner Morphologie und kann in Aquakulturanlagen z. B. bei Karpfenbrütlingen zu hohen Verlusten führen.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina pediculus* Ehrenberg, 1838

Wirt: *Gymnocephalus cernua*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Körper von *Trichodina pediculus* variiert stark in seiner Form und Größe, so kann z. B. der Körperdurchmesser zwischen 35,0 und 103,9 µm liegen. In der Seitenansicht wird die Körperform als zylinderförmig mit einer Einschnürung in der Mitte bzw. sanduhrförmig beschrieben. Die Hakenschneiden sind groß und sichelförmig, medial verbreitert und zum anterioren Ende zugespitzt. Die Hakendornen sind besonders lang an der Basis verbreitert und zum Ende hin spitz zulaufend. Das Haftscheibenzentrum ist nach der Behandlung mit Silbernitrat dunkel gefärbt. Der Umgang der adoralen Wimpernschnecke beträgt 380°-410°.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte mithilfe des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Die Hakenform und die mit der Literatur übereinstimmenden Messdaten ließen diesen Ciliaten eindeutig der Art *T. pediculus* zuordnen.

Tab. III-2.5: Morphometrische Daten von *Trichodina pediculus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen, Ø: Durchmesser. Alle Messungen nach Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)
Haftscheibe*	Ø	1	49,0	27,5-70,2
Hakenkranz (außen)	Ø	1	45,0	15,0-62,4
Hakenkranz (innen)	Ø	1	33,0	20,0-46,0
Haken	n	1	25	22-33
Leisten pro Haken	n	1	11	6-12
Haken	L	1	18,0	max. 22,3
Schneide	L	1	6,0	4,8-7,0
Dorne	L	1	11,0	7,0-14,0
Mittelstück	L	1	4,0	6,6-12,0
	B	1	2,0	2,0-3,0

Darstellung: Lom & Dykova 1992 (S. 277), Fototafel 8

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten, Amphibien und Hohltiere

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. pediculus* für *G. cernua* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *T. pediculus* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Trichodina pediculus* ist weit verbreitet und parasitiert nicht nur bei Fischen, sondern auch bei Amphibien und Hohltieren wie z. B. den Quallen.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina puytoraci* Lom, 1962

Wirt: *Alburnus alburnus*

Befall: P [%]=4,5

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Flossen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der gesamte Körperdurchmesser von *Trichodina puytoraci* beträgt 40,0-54,0 µm. Das Haftscheibenzentrum ist nach der Behandlung mit Silbernitrat mit in der Anzahl und Größe variablen Punkten versetzt. Laut Bykhovskaya-Pavlovskaya et al. (1962) handelt es sich dabei um nicht resorbierte Haken der Mutterzelle. Die Schneiden sind am anterioren Ende charakteristisch abgerundet, während sie sich am Übergang zum Hakenmittelstück verbreitern. Die zum Zentrum gerichteten Dornen sind stäbchenförmig und zum Ende hin löffelförmig abgerundet. Auch hier hat der Makronukleus eine Hufeisenform. Der Mikronukleus ist oval und liegt seitlich neben dem Makronukleus. Der adorale Umgang der Wimpernschnecke beträgt 370°-380°.

Diagnose in dieser Arbeit: Das auffällige Haftscheibenzentrum und die charakteristische Form der Hakensneiden zählen zu den markanten Eigenschaften dieser Art. Die Artbestimmung erfolgte mithilfe des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Die mit den eigenen Messwerten übereinstimmenden Daten aus der Literatur ließen diesen Ciliaten eindeutig der Art *T. puytoraci* zuordnen.

Darstellung: Grupcheva 1993, Fototafel 8

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: Meeräschen (*Liza saliens* (Risso, 1810), *Mugi auratus* (Risso, 1810), *M. cephalus* L.), Heringsartige (*Alosa tanaica* (Grimm, 1901)), selten *Alburnus alburnus*

Neuer Gebietsnachweis (D/DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. puytoraci* in Deutschland. Demnach neuer Gebietsnachweis von *T. puytoraci* für *A. alburnus* in Deutschland sowie neuer Gebietsnachweis von *T. puytoraci* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Trichodina puytoraci* ist ein charakteristischer Parasit von Meeräschen. Alle Gebietsnachweise fanden auf Vertretern von Mugilidae und seltener auf heringsartigen Meeresfischen statt. Grupcheva (1993) wies erstmalig *T. puytoraci* auf *A. alburnus* in einem Süßgewässer nach (Ovcharitza Talsperre, Bulgarien). **Dem aktuellen Wissensstand nach gelang in der vorliegenden Arbeit zum zweiten Mal der Nachweis von *T. puytoraci* auf *A. alburnus*.**

Literatur: Bykhovskaya-Pavlovskaya et al. 1962, Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992, Grupcheva 1993

Tab. III-2.6: Morphometrische Daten von *Trichodina puytoraci* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in μm . B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen, Ø: Durchmesser. Alle Messungen nach Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)	Grupcheva (1993)
Körper	Ø	1	42,0	40,0-54,0	45,0 (37,0-62,0)
Haftscheibe*	Ø	1	38,0	25,0-48,0	32,0 (27,0-38,0)
Hakenkranz (außen)	Ø	1	34,0	24,0-45,0	k.A.
Hakenkranz (innen)	Ø	1	23,0	16,0-31,5	k.A.
äußere Membran	B	1	3,0	3,0-6,0	3,5 (2,9-4,1)
Haken	n	1	23	22-31	24 (20-27)
Leisten pro Haken	n	1	6	6-8	7 (6-8)
Haken	L	1	10,0	k.A.	k.A.
Schneide	L	1	5,0	4,5	3,9 (3,4-4,8)
Dorne	L	1	4,0	4,5	3,4 (2,9-4,6)
Mittelstück	L	1	3,0	7,0	k.A.
	B	1	1,0	1,6	k.A.

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina rostrata* Kulemina, 1968

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Flossen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Haftscheibe von *Trichodina rostrata* hat einen Durchmesser zwischen 26 und 63 μm , wobei das Haftscheibenzentrum nach der Behandlung mit Silbernitrat gleichmäßig dunkel gefärbt ist. Die schaufelförmigen Schneiden sind an den Spitzen abgerundet und weisen eine ungleichmäßige Breite auf. Die Dornen sind dünn, stäbchenförmig und länger als die Schneide. Der Hakenkranz wird durch eng aneinander anliegende 22-29 Haken gebildet. Der Umgang der adoralen Wimpernspirale liegt bei 360°-390°. Auch hier hat der Makronukleus eine Hufeisenform, der Mikronukleus hingegen ist oval bis stäbchenförmig.

Diagnose in dieser Arbeit: Als Verwechslungsart ist *Trichodina mutabilis* zu nennen. Grundsätzlich konnten nur wenige Unterscheidungsmerkmale zwischen *T. rostrata* und *T. mutabilis* festgestellt werden. Charakteristika wie der Umgang der adoralen Wimpernspirale sowie die Form und Größe des Mikro- und Makronukleus können bei der hier durchgeführten Bestimmung aufgrund der Präparationsart nicht berücksichtigt werden. Die Artbestimmung erfolgte mithilfe des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Da die gemessenen Werte in der Tabelle III-2.7 auch auf *T. mutabilis* zutreffen, dient die Morphologie der Haken zur abschließenden Artbestimmung. Zum einen gleicht die Form der Schneide und der dünnen Dornen deutlich der Hakenform von *T. rostrata*. Zum anderen muss berücksichtigt werden, dass innerhalb des Hakens die Dornen bei den vorliegenden Exemplaren immer länger sind als die Schneide. Auch dies weist auf die Art *T. rostrata* hin. Bei *T. mutabilis* ist die Länge der Schneide und des Dorns stets gleich. Zudem ist die Schneide hier gleichmäßig

breit. Unterstützend zur Identifikation kann die Wirtsart hinzugezogen werden. Laut Schulmann (1984) befällt *T. rostrata* überwiegend *R. rutilus*, während *T. mutabilis* häufiger auf *Cyprinus carpio* detektiert wird. Alle genannten Charakteristika ließen den vorliegenden Ciliaten eindeutig der Art *T. rostrata* zuordnen.

Tab. III-2.7: Morphometrische Daten von *Trichodina rostrata* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen, Ø: Durchmesser. Alle Messungen nach Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)
Haftscheibe*	Ø	1	34,0	26,0-63,0
Hakenkranz (außen)	Ø	1	30,0	25,0-57,0
Hakenkranz (innen)	Ø	1	20,0	17,0-40,0
Haken	n	1	20	22-29
Leisten pro Haken	n	1	7	9-12
Haken	L	1	9,0	k.A.
Schneide	L	1	4,0	3,0-7,8
Dorne	L	1	6,0	3,6-9,0
Mittelstück	L	1	3,0	k.A.
	B	1	2,0	1,2-3,6

Darstellung: Schulmann 1984 (S. 328), Fototafel 8

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. rostrata* für *R. rutilus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *T. rostrata* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodina* sp. bzw. *Trichodina* spp.

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=2,8-11,4

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Flossen, Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund des schlechten Zustandes konnten diese Ciliaten nur bis zur Gattung bestimmt werden. Dadurch, dass die Form der Schneide nicht mehr erkennbar war, erwies sich die Artbestimmung als nicht durchführbar. Zwar konnten die Anzahl der Haken sowie die Form der Dornen bestimmt werden, diese Angaben sind in diesem Fall jedoch nicht ausreichend für eine genaue Artdiagnose.

Darstellung: Fototafel 9

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *Trichodina* sp. für *B. bjoerkna* und *Trichodina* spp. für *A. alburnus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *Trichodina* sp. bzw. *Trichodina* spp. in Binnengewässern von MV

Besonderheit: *Trichodina* sp. wird nicht als eine neue Art gezählt, da hier nicht ausgeschlossen werden kann, dass es sich um eine bereits hier beschriebene Art handelt. Ist nur *Trichodina* sp. auf einer Fischart vertreten ohne, dass ein anderer bis zum Artniveau bestimmter Parasit der gleichen Gattung anwesend ist, wird *Trichodina* sp. bei der Kalkulation der Parasitenarten mitgezählt.

Ordnung: Mobilida Kahl, 1933

Familie: Trichodinidae Claus, 1874

Art: *Trichodinella epizootica* (Raabe, 1950)

Wirt: *Alburnus alburnus*, *Gymnocephalus cernua*

Befall: P [%]=9,0-54,2

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der abgeflachte, scheibenförmige Körper von *Trichodinella epizootica* hat einen eher kleinen Durchmesser (18,0-51,5 µm). Nach der Silbernitratimprägnierung erscheint das Haftscheibenzentrum dunkel. Die lamellenförmigen Schneiden sind gleichmäßig breit und haben an ihrem posterioren Ende einen gut sichtbaren Vorsprung. Die schwach ausgebildeten Dornen hingegen sind schlecht sichtbar. Die Mittelstücke der Haken sind kegelförmig und relativ breit an der Ansatzstelle der Schneiden. Der laterale Teil der Mittelstücke hat einen fingerförmigen Fortsatz und passt damit in die Vertiefung im nächsten Haken. Neben dem hufeisenförmigen Makronukleus befindet sich der ovale Mikronukleus. Der Umgang der adoralen Wimpernspirale liegt bei 180°-270°.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung von *T. epizootica* erfolgte anhand des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Mithilfe der markanten Dornengröße sowie der mit der Literatur übereinstimmenden Messdaten konnte dieser Einzeller eindeutig der Art *T. epizootica* zugewiesen werden.

Tab. III-2.8: Morphometrische Daten von *Trichodinella epizootica* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl (der Haken/Leisten) bzw. Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Ø: Durchmesser. Alle Messungen nach Lom (1958) und Schulmann (1984). *ohne Cilien

Bereich	L/B/n/Ø	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)
Haftscheibe*	Ø	5	19,0-26,0 (22,0)	14,0-35,0
Hakenkranz (außen)	Ø	5	16,0-24,0 (19,0)	10,4-31,5
Hakenkranz (innen)	Ø	5	11,0-15,0 (12,4)	7,0-24,0
Haken	n	5	22-25 (24)	18-30
Leisten pro Haken	n	5	4	4-6
Haken	L	5	4,0-7,0 (4,8)	k.A.
Schneide	L	5	2,0-4,0 (2,8)	2,2-5,4
Mittelstück	L	5	2,0	1,7-4,5
	B	5	1,0	0,6-3,3

Darstellung: Lom & Dykova 1992 (S. 280), Fototafel 8

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Perca fluviatilis* und diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. epizootica* für *A. alburnus* und *G. cernua* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *T. epizootica* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Der weit verbreitete Einzeller *T. epizootica* wurde bereits auf diversen Fischarten nachgewiesen, wobei dieser überwiegend auf den Kiemen der Flussbarsche parasitiert. Neben der hohen **Formvielfalt** zählt die starke **Pathogenität** zu einer weiteren Besonderheit dieser Parasitenart. Bei Aquarien- und Jungfischen in Aquakulturanlagen kann die Infektion mit *T. epizootica* in Kombination mit den für den Parasiten günstigen Bedingungen zum Tod der Fische führen.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992

Ordnung: Peritrichida Stein, 1859

Familie: Epistylididae Kahl, 1935

Art: *Apisoma piscicolum* Blanchard, 1885

Synonym: *Glossatella piscicolum*

Wirt: *Blicca bjoerkna*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Flossen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Apisoma piscicolum* ist ein sessiles Wimperntierchen mit einer charakteristischen konisch-kelchförmigen Gestalt. Das Hinterende bildet eine Fußscheibe, mit welcher sich der Ciliat auf der Fischhaut aufsetzt. *Apisoma piscicolum* kann Längen bis zu 110 µm erreichen. Ein wimpernbesetzter wulstiger Saum zieht sich in Form einer Spirale um das Mundfeld (Peristom). Der Makronukleus kann dreieckig, eiförmig oder tropfenförmig sein und befindet sich in der posterioren Körperhälfte. Das verjüngte bzw. zugespitzte Ende des Makronukleus zeigt dabei immer in Richtung der Fußscheibe. Der Mikronukleus ist meist länglich, oval bis stäbchenförmig und liegt neben dem Makronukleus.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung von *A. piscicolum* erfolgte anhand des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984). Das vorliegende Exemplar erreichte eine Körperlänge von 115 µm bei einer maximalen Breite von 68 µm. Der Ciliat konnte anhand der Körpergröße und der für die Art charakteristischen Körperform eindeutig der Art *A. piscicolum* zugeordnet werden.

Darstellung: Lom & Dykova 1992 (S. 266), Fototafel 9

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Süßwasserfische

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *A. piscicolum* für *B. bjoerkna* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *A. piscicolum* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Laut Schäperclaus (1979) kann eine einzelne Art in ihrer Form umso variabler sein, je größer ihr Wirtsspektrum ist. *Apisoma piscicolum* ist die abundanteste Art unter den Peritrichen. Diese geographisch weit verbreitete Art steht z. B. der in ihrer Körperform variationsarmen, auf *P. fluviatilis* spezialisierten *A. campanulata* gegenüber.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992

Familie: Epistylididae Kahl, 1935

Art: *Epistylis lwoffii* Fauré-Fremiet, 1943

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Gymnocephalus cernua*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=5,7-42,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Flossen, Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Epistylis lwoffii* ist durch einen starren Stiel und einen kontraktilen Zellkörper gekennzeichnet. Auf dem in seiner Morphologie variablen Stiel (max. 4 µm breit) können entweder einzelne Zooide, häufiger jedoch zwischen zwei und acht Einzeltieren auf in dem Fall verzweigten Stielen sitzen. Der Zellkörper von *E. lwoffii* besitzt einen adoralen Wimpernkranz, welcher in einer linksdrehenden Schraubenbahn um das Peristom verläuft. Der Makronukleus ist band- oder hufeisenförmig und in der anterioren Körperhälfte lokalisiert. Die Körperform von *E. lwoffii* hat eine weite phänotypische Variabilität und reicht von glockenförmig und rundlich bis zu langgestreckt bzw. zylindrisch. Die Maße des Zellkörpers liegen bei 40-80×20-30 µm (Literaturwerte).

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung von *E. lwoffii* erfolgte anhand des Bestimmungsschlüssels von Schulmann (1984).

Darstellung: Lom & Dykova 1992 (S. 266), Fototafel 9

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten wie Dreistachliger Stichling (*Gasterosteus aculeatus* L.), *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis* oder *Scardinius erythrophthalmus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *E. lwoffii* für *A. brama*, *A. alburnus*, *B. bjoerkna*, *G. cernua* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *E. lwoffii* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Epistylis lwoffii* ist ein sessiler Ciliat welcher entweder einzeln oder in Kolonien vorkommen kann. Die Art ist in Eurasien und Nordamerika weit verbreitet und wurde bereits oft auf der Oberfläche oder den Kiemen von diversen Süßwasserfischen nachgewiesen. Die Vermehrung erfolgt durch Querteilung. *Epistylis lwoffii* wird von manchen Autoren als Parasit von anderen als Kommensale angesehen. Diesen Annahmen liegt die Tatsache zugrunde, dass sich Ciliaten wie *A. piscicolum* und *E. lwoffii* nicht von der Wirtssubstanz, sondern von Bakterien, Protozoen und Algen ernähren. Bei Massenentwicklungen kann allerdings der Gasaustausch an den Kiemen beeinträchtigt werden. *Epistylis lwoffii* kann sich an diversen Substraten anheften, wobei am Stiel distal entweder ein Verbindungsplättchen oder ein Ring entsteht, mit welchem sich die Tiere z. B. an der Fischepidermis oder an anderen Ciliaten wie *Apisoma* sp. anheften können. Laut Körting (2006) wird *E. lwoffii* zu Schwächeparasiten gerechnet. Sie können sowohl Indikatoren für verschlechternde Wasserverhältnisse sein, als auch einen durch Mängel oder Primärinfektionen geschwächten Organismus kennzeichnen.

Durch die variable Anzahl an Zooiden auf einem Individuum der Art *E. lwoffii* sowie die Tatsache, dass auf den Abstrichen vereinzelte Zooiden detektiert wurden, ist die Angabe einer Individuenanzahl von

E. Iwoffi nicht möglich. Für die Standardberechnungen ergibt sich somit nur die Berechnung der Prävalenz.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992, Körting 2006, Rapp 2010

METAZOA

III-3 Stamm: Myxozoa Grasse, 1970

Ordnung: Bivalvulida Schulmann, 1959

Familie: Myxobolidae Thelohan, 1892

Art: *Myxobolus bramae* Reuss, 1906

Wirt: *Abramis brama*

Befall: P [%]=34,1

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen (interzellulär)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Spore der Art *Myxobolus bramae* ist ellipsenförmig. Die apikal liegenden Polkapseln sind von gleicher Größe. Ihre Form ist birnenförmig und sie stehen deutlich auseinander. Ihre Länge reicht bis zur Mittellinie der Spore und geht nur selten darüber hinaus. Die Polarfilamente winden sich jeweils sieben bis acht Mal innerhalb der Polkapseln. Der interkapsuläre Appendix ist der anteriore Fortsatz der Polkapsel. Der Appendix formt den anterioren Bereich der beiden Sporen. Seine An- bzw. Abwesenheit sowie seine Form und Größe gelten als ein wichtiges Charakteristikum bei morphologischer Bestimmung von Arten der Gattung *Myxobolus*. Bei *M. bramae* ist der Appendix deutlich vorhanden und wird als dreieckig und groß beschrieben. Das Sporoplasma füllt den extrakapsulären Innenraum der Spore vollständig aus und beinhaltet zwei Kerne.

Diagnose in dieser Arbeit: Laut der Studie von Molnar et al. (2006) ähnelt *M. bramae* bei der genetischen Analyse der 18S rDNA Region zu 98,4% *Myxobolus muelleri* Bütschli, 1882. Auch die morphologische Ähnlichkeit der beiden Arten wird in der Literatur oft diskutiert. In der vorliegenden Arbeit konnte anhand der morphologischen und morphometrischen Merkmale zwischen den beiden Arten deutlich differenziert werden. Die Sporenform von *M. bramae* ist ovaler, während die Gesamtgröße der Spore konstant kleiner ist als die Spore der Art *M. muelleri*. Der charakteristische Endwirt *A. brama* und die Lokalisation des Parasiten auf den Kiemen gelten ebenfalls als wichtige Kriterien bei der Identifikation der Art *M. bramae*. Somit konnte dieser Myxozoa eindeutig der Art *M. bramae* zugeordnet werden.

Tab. III-3.1: Morphometrische Daten von *Myxobolus bramae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gaevskaja et al. (1975)	Longshaw et al. (2005)
Myxospore	L	10	8-10 (9)	9-15	8,2-10,1 (9,1)
	B	10	7-8 (7)	8-12	7,1-8,4 (7,7)
Polkapsel	L	10	4	4,0-7,2	3,2-4,9 (4,0)
	B	10	2	k.A.	1,6-2,9 (2,5)

Darstellung: Schulmann 1984 (S. 186), Longshaw et al. 2005, Fototafel 10

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW (Zwischenwirt): *Tubifex tubifex*. EW (Endwirt): *Abramis brama*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *M. bramae* für *A. brama* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *M. bramae* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Obwohl dieser Myxozoa auf den Kiemen detektiert wurde, gilt diese Art als ein **Endoparasit**. Der Grund dafür ist die Parasitierung von *M. bramae* in den **Interzellularräumen** der Kiemenzellen. Die entstandenen „Cysten“ haben keinen direkten Kontakt zum Außenmedium, wodurch *M. bramae* als Endoparasit gilt. Grundsätzlich wird zwischen einer **interzellulären** (zwischen zwei Zellen) oder einer **intrazellulär** (in der Zelle selbst) Myxozoa-Infektion unterschieden. Dabei ist der Sitz des Parasiten artabhängig. Findet die Infektion interzellulär statt, werden die durch den Wirt mit Bindegewebe umhüllte Myxozoa-Sporen als „**Cysten**“ bzw. „Kapseln“ bezeichnet. Parasitieren die Sporen intrazellulär, wird der Ausdruck „**Xenoma**“ verwendet. Die Spezifität dieser *Myxobolus*-Art ausschließlich für *A. brama* ist nicht bewiesen. Aufgrund der langjährigen Synonymisierung von *M. bramae* mit *M. bliccae* und *M. rutili*, aber auch seltenen Nachweisen von *M. bramae* auf anderen Fischarten, gibt es widersprüchliche Angaben über die Spezifität dieser Art. Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wird *M. bramae* als Spezialist für *A. brama* betrachtet.

Das Standardverfahren für eine Dokumentation von Myxozoosporen ist das Zählen der mit Sporen gefüllten Cysten auf dem Fisch. Nur in seltenen Fällen waren die Cysten bei den hier untersuchten Fischarten so groß, dass diese bei der Abstrichnahme mit bloßem Auge zählbar waren. Somit wurde hier lediglich die Anwesenheit von Myxozoa und keine Anzahl auf einem Fisch dokumentiert. **Für die Standardberechnungen ergibt sich somit nur die Berechnung der Prävalenz.**

Literatur: Gaevskaja et al. 1975, Schulmann 1984, Longshaw et al. 2005, Molnar & Szekely 1999, Mehlhorn & Piekarski 2002, Molnar et al. 2006

Ordnung: Bivalvulida Schulmann, 1959

Familie: Myxobolidae Thelohan, 1892

Art: *Myxobolus macrocapsularis* Reuss, 1906

Wirt: *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Mesenterien (interzellulär)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die weißliche Cyste enthält bis zu 20 000 längliche Sporen der Art *Myxobolus macrocapsularis* und hat eine Größe von 3×1,5 mm. Die Sporen sind birnenförmig mit einem charakteristisch sich verjüngendem Vorderende. Die Polkapseln sind gleich groß und beinhalten sieben bis neun Windungen des Polarfilamentes. Die großen Polkapseln sind namensgebend für diese *Myxobolus*-Art und reichen bis zur Mittellinie der Spore oder darüber hinaus. Bei *M. macrocapsularis* ist der interkapsuläre Appendix deutlich vorhanden. Das Sporoplasma enthält zwei Nuklei und eine runde iodophile Vakuole.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen konnte dieser Myxozoa eindeutig der Art *M. macrocapsularis* zugeordnet werden. Das sich verjüngende anteriore Ende und die großen Polkapseln zählen neben den morphometrischen Daten zu den entscheidenden Charakteristika. Der

Sitz von *M. macrocapsularis* in den Mesenterien von *S. erythrophthalmus* ist zwar nicht charakteristisch, allerdings konnte die gleiche Lokalisation laut Lom & Dykova (1992) bereits für diverse Cypriniden nachgewiesen werden.

Tab. III-3.2: Morphometrische Daten von *Myxobolus macrocapsularis* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Schulman (1984)	Longshaw et al. (2005)	Molnar et al. (2011)
Myxospore	L	10	11-13 (13)	9,0-14,5	10,2-13,2	12-16 (13,6)
	B	10	7-8 (8)	6,0-9,9	6,3-8,3	8-11 (9,7)
Polkapsel	L	10	5-7 (6)	4,5-8,6	4,0-6,0	6,5-9 (7,3)
	B	10	2-3 (3)	k.A.	2,1-3,2	3-4 (3,4)

Darstellung: Longshaw et al. 2005, Molnar et al. 2011, Fototafel 10

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW (Zwischenwirt): Oligochaeten z. B. der Gattung *Tubifex* Lamarck, 1816. EW (Endwirt): Cypriniden wie *Blicca bjoerkna* und *Leuciscus cehalus* L.

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *M. macrocapsularis* für *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *M. macrocapsularis* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992, Longshaw et al. 2005, Molnar et al. 2011

Ordnung: Bivalvulida Schulmann, 1959

Familie: Myxobolidae Thelohan, 1892

Art: *Myxobolus muelleri* Buetschli, 1882

Synonym: *Myxosoma muelleri*

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=5,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen (interzellulär)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die bis zu 4 mm großen mit Sporen gefüllten Cysten können auf den Kiemenfilamenten, aber auch auf der Haut und diversen inneren Organen liegen. Die Sporen haben eine ovale Form und zwei gleich große Polkapseln mit jeweils einem fünf bis acht Mal gewundenen Polarfilament. Die terminal liegenden Polkapseln stehen deutlich auseinander und reichen nicht über die Mittellinie der Spore hinaus. Das binukleare Sporoplasma füllt den gesamten Intrazellularraum der Spore aus und beinhaltet eine iodophile Vakuole. Bei *M. muelleri* ist der interkapsuläre Appendix vorhanden und kann als lang bezeichnet werden.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen konnte dieser Myxozoa der Art *M. muelleri* zugeordnet werden. Seine Lokalisation auf den Kiemenfilamenten des Cypriniden *R. rutilus* unterstützte die Identifikation.

Tab. III-3.3: Morphometrische Daten von *Myxobolus muelleri* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Lom & Dykova (1992)	Longshaw et al. (2005)
Myxospore	L	3	12-13 (13)	7,2-15,0	7,8-10 (9,1)
	B	3	9-11 (10)	5,8-11,5	6,5-8,6 (7,8)
Polkapsel	L	3	4-5 (5)	k.A.	3,6-5,4 (4,5)
	B	3	2-3 (2)	k.A.	2,2-3,3 (2,7)

Darstellung Lom & Dykova 1992 (S. 206), Fototafel 10

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Oligochaeten z. B. der Gattung *Tubifex*. EW: Cypriniden

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *M. muelleri* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Myxobolus muelleri* ist ein häufiger Parasit der Cypriniden. Seine Morphologie variiert je nach Fischwirt und dem befallenen Organ. Dies führt dazu, dass in der Literatur viele *M. muelleri*-Variationen beschrieben wurden. Aufgrund von morphologischen Merkmalen fasste Molnar et al. (2010) Arten wie *M. feisti*, *M. rutili*, *M. sommervillae* und *M. wootteni* zu einem „Muelleri-Typ“ zusammen. Aufgrund der geringen Menge des Materials sowie fehlender genetischer Analysen wurde die hier vorliegende *Myxobolus*-Art mit gängigen Bestimmungsmethoden *M. muelleri* zugeordnet.

Literatur: Lom & Dykova 1992, Longshaw et al. 2005, Molnar et al. 2010

Ordnung: Bivalvulida Schulmann, 1959

Familie: Myxobolidae Thelohan, 1892

Art: *Myxobolus oviformis* Thelohan, 1892

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen (interzellulär)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Am anterioren Ende ist die ovale Spore von *Myxobolus oviformis* charakteristisch zugespitzt. Die gleich großen Polkapseln liegen direkt beieinander und reichen bis zur Mittellinie der Spore. Die verhältnismäßig großen Polkapseln liegen terminal und beinhalten acht bis zehn Polarfilamente. Auch hier ist der interkapsuläre Appendix vorhanden und wird als klein bezeichnet. Das binukleare Sporoplasma füllt den extrakapsulären Raum vollständig aus.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen konnte dieser Myxozoa eindeutig der Art *M. oviformis* zugeordnet werden. Die breite und zugespitzte Sporenform sowie die großen Polkapseln zählen neben den morphometrischen Daten zu den entscheidenden Charakteristika. Der Befall der Kiemen verschiedener Cypriniden gilt für *M. oviformis* als charakteristisch.

Tab. III-3.4: Morphometrische Daten von *Myxobolus oviformis* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in μm , als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Longshaw et al. (2005)
Myxospore	L	10	8-10 (9)	9,8-12,3 (11)
	B	10	6-8 (7)	7,9-9,7 (8,6)
Polkapsel	L	10	4-5 (4)	4,2-5,9 (5,3)
	B	10	2-3 (3)	2,7-3,9 (3,2)

Darstellung: Longshaw et al. 2005, Fototafel 10

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Oligochaeten z. B. der Gattung *Tubifex*. EW: Cypriniden wie *Blicca bjoerkna* und *Leuciscus cephalus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *M. oviformis* für *R. rutilus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *M. oviformis* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die eiförmige Sporenform von *M. oviformis* lässt sich aus dem Namen ableiten (*ovi*=Ei (lat. Genitiv)). Leider konnte der Literatur nicht entnommen werden, ob bei *M. oviformis* die iodophile Vakuole vorhanden ist. Anhand der vorliegenden Präparate konnte die Vakuole ebenfalls nicht expliziert nachgewiesen werden.

Literatur: Longshaw et al. 2005

Ordnung: Bivalvulida Schulmann, 1959

Familie: Myxobolidae Thelohan, 1892

Art: *Myxobolus scardinii* Reuss, 1906

Wirt: *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=11,4

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen (intraarteriell)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die länglichen, mehrzelligen Cysten haben eine weißliche Färbung und liegen auf den Kiemenfilamenten des Fisches. Die oft 1 mm langen Cysten enthalten ovale Sporen mit gleichgroßen, birnenförmigen Polkapseln. Die enthaltenen Polarfilamente sind jeweils in sechs bis sieben Windungen aufgedreht. Ein gut ausgebildeter interkapsulärer Appendix ist im Schnitt 1,7 μm lang. Das Sporoplasma beinhaltet zwei Nuklei und eine kleine iodophile Vakuole.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von **genetischer Analyse**, morphologischen und morphometrischen Merkmalen sowie dem für diese *Myxobolus*-Art charakteristischen Endwirt *S. erythrophthalmus* konnte dieser Myxozoa eindeutig der Art *M. scardinii* zugeordnet werden.

Tab. III-3.5: Morphometrische Daten von *Myxobolus scardinii* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert. AgNO₃ (Silbernitratlösung): Abstriche gefärbt mit Silbernitrat, Glycerin: Cyste im Glycerinpräparat, B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen (AgNO ₃)	Eigene Messungen (Glycerin)	Pekmezci et al. (2015)
Myxospore	L	10	10-13 (12)	11-13 (12)	11,5-12,6 (12,1)
	B	10	8-9 (9)	8-10 (9)	8,4-9,2 (8,9)
Polkapsel	L	10	4-5 (5)	4-6 (5)	4,7-5,1 (4,8)
	B	10	2-3 (3)	2-3 (3)	2,7-3,1 (2,8)

Darstellung: Pekmezci et al. 2015, Fototafel 11

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Oligochaeten z. B. der Gattung *Tubifex*. EW: *Scardinius erythrophthalmus*

Neuer Gebietsnachweis (D/DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *M. scardinii* in Deutschland. Demnach ein neuer Gebietsnachweis von *M. scardinii* für *S. erythrophthalmus* in Deutschland sowie neuer Gebietsnachweis von *M. scardinii* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Myxobolus scardinii* ist auf die Rotfeder spezialisiert und parasitiert intraarteriell (in der Arterie). Der Sitz des Parasiten in den Blutgefäßen der Kiemen ist mit dem interzellulären Sitz zuvor beschriebener Myxozoa-Arten gleichzusetzen. Dadurch gilt auch hier für die Umhüllung vieler Myxozoa-Sporen der Begriff „Cyste“.

Literatur: Pekmezci et al. 2015

Ordnung: Bivalvulida Schulmann, 1959

Familie: Myxobolidae Thelohan, 1892

Art: *Thelohanellus pyriformis* Thelohan, 1892

Synonym: *Myxobolus pyriformis*

Wirt: *Tinca tinca*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen (intraarteriell)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Form der Sporen ist länglich und tropfenförmig mit anterior spitz zulaufendem Ende, welches oft zu einer Seite hin gebogen ist. *Thelohanellus pyriformis* wird von einer dicken Schleimschicht umhüllt und besitzt nur eine Polkapsel mit sechs Windungen des Polarfilaments.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen konnte dieser Myxozoa eindeutig der Art *T. pyriformis* zugeordnet werden. Zu seinen charakteristischen Endwirten gehören vor allem die Schleien.

Tab. III-3.6: Morphometrische Daten von *Thelohanellus pyriformis* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Schulmann (1984)	Lom & Dykova (1992)
Myxospore	L	10	17-20 (19)	14-22	16-23
	B	10	7-10 (8)	7-10	6-8
Polkapsel	L	10	7-10 (8)	6-10,5	8,2
	B	10	4-5 (4)	k.A.	4,2

Darstellung: Schulmann 1984 (S. 250), Lom & Dykova 1992 (S. 208), Fototafel 11

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Annelida, EW: überwiegend bei *Tinca tinca*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. pyriformis* für *T. tinca* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *T. pyriformis* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Das Heranwachsen der mit Sporen gefüllten Cysten in den Gefäßen der Kiemenfilamente, aber auch im Muskelgewebe, kann Beulen oder Geschwüre auf der Oberfläche oder den Kiemen verursachen. Durch *T. pyriformis* wurden schwere Epizootien in Fischen der ehemaligen UdSSR und Indonesien ausgelöst.

Obwohl im Rahmen der vorliegenden Arbeit keine Abstrichnahme und somit keine Untersuchung auf protozoische Parasiten wie Trichodinen oder metazoische Myxozoa bei Schleien vorgenommen wurde, wurden bei der standardisierte parasitologischen Untersuchung die markanten Cysten aus den Kiemen isoliert, wodurch *T. pyriformis* detektiert werden konnte. **Literatur:** Schulmann 1984, Lom & Dykova 1992

III-4 Stamm: Digenea Carus, 1863

Ordnung: Plagiorchiida La Rue, 1957

Familie: Allocредиidae Looss, 1902

Art: *Bunodera luciopercae* (Müller, 1776)

Wirt: *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=71,4

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm, Magen, Pylorus

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die adulten Exemplare von *Bunodera luciopercae* haben einen bis zu 4,5 mm langen, dorso-ventral abgeflachten Körper. Dieser Trematode ist durch sein sechszipfliges Vorderende, bestehend aus charakteristisch angeordneten Muskelpapillen, ausgezeichnet. Der Mund- und Bauchsaugnapf befinden sich in der anterioren Körperhälfte und sind nahezu gleich groß. Das Verdauungssystem beginnt mit einem kurzen Pharynx gefolgt von einem ebenso kurzen Oesophagus. Die Darmgabelung resultiert in zwei körperlangen, blind endenden Darmschenkeln. Der Cirrussack liegt anterior bzw. lateral des Bauchsaugnapfes, während die restlichen Geschlechtsorgane in der posterioren Körperhälfte angeordnet sind. Das leicht lateral versetzte Ovar ist unterhalb des Bauchsaugnapfes positioniert. Die beiden Testes sind in der posterioren

Körperhälfte diagonal oder ebenfalls leicht versetzt vorzufinden. Der mit 0,08-0,1×0,04-0,05 mm großen Eiern gefüllte Uterus ist zwischen dem Bauchsaugnapf und dem posterioren Körperende lokalisiert. Die Vitellarfollikel sind in zwei laterale Felder aufgeteilt und erstrecken sich vom Pharynx entlang des gesamten Körpers.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artdiagnose konnte anhand von morphologischen Eigenschaften wie dem charakteristischen sechszipfligen Mundsaugnapf vollzogen werden. Neben der Tatsache, dass der Flussbarsch zu charakteristischen Endwirten dieses im Verdauungstrakt parasitierenden Digenea gehört, stimmten alle weiteren morphologischen Eigenschaften wie die Größe der Saugnäpfe und die Anordnung der inneren Organe mit den Angaben aus der Literatur überein. Anhand der genannten Charakteristika sowie den für den Parasiten typischen Sitzes im Wirt konnte dieser Saugwurm eindeutig der Art *B. luciopercae* zugeordnet werden.

Darstellung: Reichenbach-Klinke 1966 (S. 177), Fototafel 13

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Bivalvia der Gattungen *Pisidium* und *Sphaerium* (*Sphaerium corneum* L.). 2. ZW: Cladoceren und Copepoden (*Daphnia pulex* Leydig, 1860). EW: überwiegend Perciden (*Sander lucioperca*)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Keine neuen Nachweise

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Hoffmann 1999

Ordnung: Plagiorchiida La Rue, 1957

Familie: Azygidae Lühe, 1909

Art: *Azygia lucii* (Müller, 1776)

Wirt: *Anguilla anguilla*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=2,8-21,8

Stadium im Wirt: progenetische Metacercarie/Präadult/Adult (siehe Diskussion Kapitel 5.2.3)

Sitz im Wirt: Darm, Kiemen, Magen, Pylorus

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der muskulöse Körper von *Azygia lucii* ist vergleichsweise groß und kann maximal Längen von bis zu 60 mm erreichen. Die Körperlänge des einzigen hier aus dem Kaulbarsch isolierten Exemplares lag bei 6,5 mm bei einer Breite von 0,7 mm. Beim Europäischen Aal erreichte der Parasit geringe Körpermaße von 4 mm und 0,3 mm. Bei Kontraktionen wirkt der gesamte Körper gedrunken, und es kommt zur verstärkten Faltenbildung. Die beiden Saugnäpfe sind gut sichtbar und ebenso wie der Pharynx besonders muskulös. Zu den charakteristischen Bestimmungsmerkmalen dieser Art zählen der längliche Pharynx sowie der große Abstand zwischen den beiden Saugnäpfen. Grundsätzlich ist der Mundsaugnapf stets größer als der Bauchsaugnapf. Nach dem stark verkürzten Oesophagus folgt die Darmgabelung. Die Darmschenkel durchziehen den gesamten Körper und enden blind. Vor dem Bauchsaugnapf liegt der Cirrussack, welcher je nach dem Reifestadium der Eier kaum bzw. deutlich sichtbar ist und eine längliche bis runde Form aufweist. Der mit Eiern (Literatur: 0,04-0,05×0,023 mm, eigene Messungen: 0,04×0,018 mm Individuen (n=1), Messungen (n=10)) gefüllte Uterus liegt posterior des Bauchsaugnapfes und endet nach mehreren Windungen im letzten Körperdrittel vor dem runden Ovar. Dieses liegt in einer Längsreihe mit den beiden Testes. Die Vitellarfollikel liegen lateral zwischen dem Bauchsaugnapf und den Testes, wobei sie

anterior mit einem deutlichen Abstand zum Bauchsaugnapf beginnen und die Höhe des letzten Testis überschreiten können.

Diagnose in dieser Arbeit: Um andere Arten wie *A. robusta* und *A. mirabilis* auszuschließen, wurden die Morphologie des Pharynx sowie der Abstand zwischen dem Mund- und Bauchsaugnapf zwischen den drei Arten verglichen. Durch die Größe des Parasiten ist die für *A. lucii* charakteristische ovale Pharynxform sowie der große Abstand zwischen den Saugnapfen leicht erkennbar. *Azygia robusta* unterscheidet sich von *A. lucii* neben diversen Abweichungen in der Morphometrie der Organe insbesondere in ihrer runden Pharynxform. Bei *A. mirabilis* hingegen ist der Abstand zwischen dem Mund- und Bauchsaugnapf deutlich geringer als bei *A. lucii*. Somit konnte der hier im Magen bzw. Darm der Fische detektierte Digenea eindeutig der Art *A. lucii* zugeordnet werden.

Darstellung: Schäperclaus 1979 (S. 721), Gibson et al. 2002 (S. 22), Fototafel 12

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Gastopoden wie die Sumpfschlammschnecke *Galba palustris* (Müller, 1774), *Lymnaea stagnalis* L. und *Radix peregra* Rossmässler, 1835. EW: überwiegend *Esox lucius*, laut dieser Studie auch *Gymnocephalus cernua* und wahrscheinlich *Perca fluviatilis*, *Anguilla anguilla*. PW (paratenischer Wirt): kleinere Süßwasserfische bzw. jüngere *Esox lucius*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *A. lucii* für *G. cernua* in Deutschland.

Besonderheit: Laut Reichenbach-Klinke (1966) ist *A. lucii* auch in den Kiemen des Fisches nachgewiesen worden, obwohl dieser im Oesophagus und dem Magen-Darm-Trakt parasitiert. ***Azygia lucii* ist in der Lage den toten Wirt aktiv zu verlassen.** Auch im Rahmen dieser Untersuchung konnte *A. lucii* aus den Fischkiemen isoliert werden. Beim Befall mit diesem Digenea werden durch den Saugakt im Darmgewebe des Wirtes rundliche Geschwüre verursacht. Bei starkem Parasitenbefall sind Darm-Läsionen und chronische Entzündungen des Magen-Darm-Traktes die Folgen.

Um die im Kapitel 5.2.3 aufgeführte Annahme, dass *A. lucii* auch in anderen Fischarten als dem Hecht „adult“ werden kann bzw. eine progenetischen Metacercarie mit reifen Eiern ist, wurden *A. lucii* aus der Masterarbeit von Blank (2015) auf die Anwesenheit von Eiern untersucht. Die Digenea wurden aus *Perca fluviatilis* (Drewitzer See und Krakower See in MV) durch Cathrin Blank isoliert und in Glycerinpräparaten fixiert.

Die unter dem neuen Gesichtspunkte untersuchten Präparate deckten 15 Individuen der Art *A. lucii* auf, dessen Uteri mit Eiern gefüllt waren. Die Messungen bei fünf Individuen von jeweils 5 Eiern ergaben eine durchschnittliche Länge der Eier von 0,04 mm bei einer Breite von 0,019 mm.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Odening 1976, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Hoffmann 1999, Gibson et al. 2002

Ordnung: Plagiorchiida La Rue, 1957

Familie: Bucephalidae Poche, 1907

Art: *Bucephalus polymorphus* Baer, 1827

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=5,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der langgestreckte Körper von *Bucephalus polymorphus* trägt auf der Cuticula kleine Stacheln, welche überwiegend im anterioren Körperabschnitt konzentriert sind. Auffällig gestaltet sich der ovale Mundsaugnapf mit sieben fingerförmigen und aus Muskelgewebe bestehenden Fortsätzen. Nach dem charakteristischen Mundsaugnapf folgt der runde Pharynx, während die Mundöffnung im mittleren Drittel oberhalb des Bauchsaugnapfes lokalisiert ist. Der kurze und sackförmige Darm kann nach vorne oder nach hinten gerichtet sein. Im posterioren Körperabschnitt befindet sich das Ovar noch vor den beiden globulären, leicht versetzt liegenden Testes. Die Windungen des Uterus reichen anterior über die ersten Vitellarfollikel hinaus, posterior setzen sich die Windungen bis zum Körperende fort und münden in den ovalen Cirrussack. Die Vitellarfollikel bilden zwei laterale Felder und sind überwiegend anterior bzw. median konzentriert. Als weiteres Bestimmungsmerkmal gilt hier das posteriore Ende des linken Feldes der Vitellarfollikel, welches nicht weiter als bis zur Mundöffnung reicht. Am Hinterende des Parasiten befinden sich der Exkretions- sowie der Genitalporus.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte anhand von morphologischen Merkmalen wie dem markanten siebenzipfligen Vorderende sowie den morphometrischen Daten, bestehend aus der Körperlänge und der Größe der beiden Saugnapfe. Die Anwesenheit des Mundsaugnapfes und der beiden Testes steht eindeutig für das adulte Stadium des Parasiten. Die Metacercarien von *B. polymorphus* hatten lediglich einen sackförmigen Darm. Anstatt des Mundsaugnapfes befanden sich am anterioren Ende angedeutete Fortsätze, während die Genitalorgane vollständig fehlten. Die Übereinstimmung der hier gemessenen Werte mit den Angaben in der Literatur ließen diesen Trematoden eindeutig der Art *B. polymorphus* zuordnen.

Tab. III-4.1: Morphometrische Daten von *Bucephalus polymorphus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm. k. A.: keine Angabe, L: Länge, B: Breite, n: Anzahl der Messungen

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gaevskaja et al. (1975)	Bauer (1987)
Körper	L	1	0,640	0,8-2,3	0,6-2,3
	B	1	0,189	0,12-0,35	0,12-0,35
Mundsaugnapf	L	1	0,172	0,127-0,269	k.A.
	B	1	0,127	0,133-0,225	k.A.
Bauchsaugnapf	L	1	0,057	k.A.	k.A.
	B	1	0,060	k.A.	k.A.

Darstellung: Hoffmann 1999 (S. 152), Whitfield 2000, Fototafel 13

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Bivalvia der Gattungen *Anadonta* (*A. cygnea* L.), *Dreissena* und *Unio*. 2. ZW: Cypriniden. EW: piscivore Fische wie *Esox lucius* und *Perca fluviatilis*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Nicht relevant da aus Baltezers See, Lettland.

Besonderheit: Hauptsächlich parasitieren die adulten *B. polymorphus* im Darm von Raubfischen wie den Hechten. Die encystierten Metacercarien hingegen sind häufig bei Karpfenartigen subcutan oder in den Kiemen lokalisiert. Im Rahmen dieser Untersuchung konnte nur ein Exemplar von *B. polymorphus* detektiert werden. Es war von verhältnismäßig kleiner Größe und wurde im adulten Stadium aus dem Kiemengewebe eines Rotauges isoliert.

Literatur: Gaevskaja et al. 1975, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Hoffmann 1999, Whitfield 2000, Gibson et al. 2002

Ordnung: Plagiorchiida La Rue, 1957

Familie: Lissorchiidae Magath, 1917

Art: *Asymphylogora tincae* (Modeer, 1790)

Wirt: *Scardinius erythrophthalmus*, *Tinca tinca*

Befall: P [%]=20,0-48,5

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Das Charakteristikum von *Asymphylogora tincae* ist sein Vorderkörper, welcher aufgrund des langen Oesophagus zum dünnen Hals ausstreckbar ist. Die Cuticula des gesamten Körpers ist bis auf die letzten Mikrometer des Hinterkörpers mit kleinen Dornen besetzt. Der Mundsaugnapf ist nur wenig kleiner als der Bauchsaugnapf. Der Genitalporus befindet sich stets links neben dem Bauchsaugnapf und stellt die Öffnung zum großen Cirrussack dar. Das Ovar befindet sich unterhalb des Cirrussackes auf der Höhe der Vitellarfollikel-Brücke. Der Uterus ist mit vielen ovalen Eiern, welche stark den Phänotyp des gesamten Parasiten dominieren, gefüllt. Die blind endenden Darmschenkel reichen bis zum posterior lokalisierten Testis, welcher bei *A. tincae* stets einzeln vorliegt. Die Vitellarfollikel bilden laterale Felder mit jeweils 6-10 Follikeln. Als Bestimmungsmerkmal gilt die posteriore Grenze der Follikelfelder. Bei *A. tincae* überschreiten diese nicht das posteriore Ende des Testis.

Diagnose in dieser Arbeit: Beim hohen Reifegrad der Eier wurden diverse innere Organe überdeckt, was die Artdiagnose erheblich erschwert hat. Der langgestreckte Hals ist in der Bestimmungsliteratur selten erwähnt und wurde auf keiner Zeichnung festgehalten. Lediglich der Hinweis auf einen langen Oesophagus (Bauer 1987) sowie die präzisere Beschreibung des Vorderkörpers von *A. tincae* durch Plehn (1924) (Zitat: „Vorderkörper zu einem dünnen Halse ausstreckbar“) unterstützten die hier durchgeführte Artbestimmung. Die anderen oben beschriebenen Charakteristika, wie die Lage der inneren Organe und die Anzahl der Vitellarfollikeln, konnten hier deutlich bestätigt werden. Ergänzend dazu stimmten die Messwerte mit den Daten aus der Literatur vollständig überein, womit die im Rahmen der vorliegenden Arbeit vorgefundene Digenea eindeutig der Art *A. tincae* zugewiesen werden konnten.

Darstellung: Bauer 1987 (S. 120), Hoffmann 1999 (S. 152), Fototafel 14

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Gastropoden wie *Bithynia tentaculata* Leach, 1818 (Gemeine Schnauzenschnecke) und *Radix auricularia* L. (Ohrschlammsschnecke). EW: überwiegend *Tinca tinca*, seltener *Rutilus rutilus* und *Scardinius erythrophthalmus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *A. tincae* für *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *A. tincae* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Dieser Saugwurm parasitiert mit einer hohen Intensität im Darm von *T. tinca* und lässt aufgrund der hohen Mengen an braunefärbten Eiern den Darminhalt des Fischwirtes braun erscheinen.

Literatur: Plehn 1924, Gaevskaja et al. 1975, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Hoffmann 1999, Gibson et al. 2002

Tab. III-4.2: Morphometrische Daten von *Asymphylogora tincae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Bauer (1987)
Körper	L	5	1,110-1,445 (1,267)	0,8-1,7
	B	5	0,206-0,270 (0,235)	0,30-0,60
Mundsaugnapf	L	5	0,102-0,144 (0,125)	0,10-0,25
	B	5	0,086-0,135 (0,104)	0,12-0,16
Pharynx	L	5	0,049-0,068 (0,055)	0,050-0,055
	B	5	0,032-0,053 (0,041)	0,054-0,060
Bauchsaugnapf	L	5	0,133-0,184 (0,148)	0,12-0,19
	B	5	0,140-0,187 (0,151)	0,15-0,20
Cirrusack	L	5	0,239-0,319 (0,279)	0,25-0,49
	B	5	0,055-0,080 (0,071)	0,08-0,16
Eier	L	5	0,024-0,029 (0,026)	0,02-0,03
	B	5	0,012-0,014 (0,013)	0,011-0,013

Ordnung: Plagiorchiida La Rue, 1957

Familie: Opecoelidae Ozaki, 1925

Art: *Sphaerostoma bramae* (Müller, 1776)

Wirt: *Abramis brama*, *Blicca bjoerkna*

Befall: P [%]=2,8-8,5

Stadium im Wirt: Präadult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Dieser Saugwurm wurde im präadulten Stadium in den Därmen von *A. brama* und *B. bjoerkna* detektiert. Die hier gemessene Körperlänge betrug im Durchschnitt 0,758 mm bei einer Körperbreite von durchschnittlich 0,262 mm. Auffällig gestaltet sich der Bauchsaugnapf, welcher in der posterioren Körperhälfte lokalisiert ist und im Verhältnis zur Gesamtkörpergröße außerordentlich groß erscheint. Er ist stets breiter als lang und übersteigt die Größe des Mundsaugnapfes fast um das Doppelte. Der Pharynx ist vergleichsweise groß und im Gegensatz zu den zwei blind endenden Darmschenkeln gut ausgebildet. Die Genitalprimordien sowie die Anlage für den Cirrusack befinden sich in unterschiedlichen Entwicklungsstadien. Je nach Individuum sind diese Anlagen deutlicher oder weniger deutlich zu erkennen.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erwies sich als schwierig. Die fehlenden Geschlechtsorgane standen im Konflikt mit dem Sitz des Parasiten im Darm. Die unausgereiften Organe deuteten auf das Metacercarien-Stadium hin, hierfür müsste die Metacercarie in diversen Organen encystiert vorliegen und nicht frei im Darm parasitieren. Zudem stimmten die hier durchgeführten Vermessungen mit keiner Art in der Bestimmungsliteratur überein.

Einmalig in der Literatur (Bauer 1987) wurde das präadulte Stadium, der Autor nannte das Stadium ein **Marita-Stadium** neben dem Adulten *S. bramae* zeichnerisch dargestellt. Auf dieser Zeichnung wird das Größenverhältnis des präadulten Stadiums von *S. bramae* zum adulten *S. bramae* von ca. 1/3,5 ersichtlich.

Dieses Verhältnis konnte bei den hier gemessenen präadulten Exemplaren (0,785/2,625 mm) (hier gemessener Wert/Literaturwert eines Adulten) deutlich bestätigt werden. Zudem stimmten die charakteristische Morphologie und die Lage des Bauchsaugnapfes sowie die Lage der Cirrussack- und Genitalprimordien mit den Angaben in der Zeichnung vollständig überein. Die Art diagnose konnte durch die Angabe zur Geschlechtsreife von *S. bramae* in Bykhovskaya-Pavlovskaya et al. (1962) bestätigt werden. Laut dieser Quelle wird die Geschlechtsreife erst ab 1 mm Körperlänge erreicht und kann anhand der vorhandenen Eier im Parasiten konstatiert werden.

Da die Körperlänge von 1 mm bei den hier detektierten Exemplaren nicht erreicht wurde und alle weiteren morphologischen Merkmale mit der Angabe in Bauer (1987) übereinstimmten, konnte dieser Saugwurm der Art *S. bramae* zugewiesen werden. Das häufige Auftreten von *S. bramae* im Darm von karpfenartigen Fischen unterstützt zusätzlich die Artbestimmung. Eine umfangreiche Literaturrecherche ergab keine weiteren Angaben zum präadulten Stadium von *S. bramae*.

Tab. III-4.3: Morphometrische Daten vom präadulten Stadium von *Sphaerostoma bramae* der vorliegenden Arbeit in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen
Körper	L	3	0,665-0,894 (0,785)
	B	3	0,245-0,280 (0,262)
Mundsaugnapf	L	3	0,134-0,145 (0,141)
	B	3	0,133-0,208 (0,167)
Pharynx	L	3	0,070-0,073 (0,071)
	B	3	0,050-0,054 (0,052)
Bauchsaugnapf	L	3	0,174-0,247 (0,212)
	B	3	0,233-0,293 (0,258)

Darstellung: Bauer 1987 (S. 152), Jones et al. 2001 (S. 520), Fototafel 14

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastropoden wie *Bithynia tentaculata*. 2. (möglicher) ZW: Egel der Gattung *Herpobdella*. EW: überwiegend Cypriniden, aber auch Percidae oder *Anguilla anguilla*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *S. bramae* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Bykhovskaya-Pavlovskaya et al. 1962, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Jones et al. 2001

Ordnung: Sanguinicolida (Skrjabin & Schulz, 1937)

Familie: Sanguinicolidae von Graff, 1907

Art: *Sanguinicola armata* Plehn, 1905

Wirt: *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Augen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Saugwürmer der Art *Sanguinicola armata* besitzen einen langgestreckten, dorso-ventral abgeflachten Körper. Als ein Bestimmungsmerkmal dieser zarten, fast

durchscheinenden Parasiten dient die Abwesenheit der beiden Saugnäpfe und des Pharynx. Die Körperlänge der Art *S. armata* übersteigt stets 1 mm, beträgt jedoch nie mehr als 1,5 mm. Der Körper Rand ist mit stark entwickelten Stacheln besetzt. Das Verdauungssystem beginnt mit einer am anterioren Körperende liegenden Mundöffnung im für diesen Saugwurm artspezifischen Rüssel. Der lange Oesophagus mündet im fünfklappigen Darm, welcher sich im anterioren Körperabschnitt befindet. Die Testes sind leicht zu erkennen und liegen aufgereiht median zu 10-15 Stück. Die Vitellarfollikel bilden in der anterioren Körperhälfte zwei laterale Felder. Das Ovar liegt posterior der Testes im letzten Körperdrittel und besteht aus zwei Lappen. Dieser Blutwurm bildet während eines Zyklus immer nur ein Ei mit einer charakteristischen dreieckigen Form mit den Maßen 0,06-0,07×0,040-0,044 mm.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Morphologie des hier aus den Augen einer Rotfeder isolierten Saugwurms stimmte vollständig mit den in der Literatur beschriebenen Merkmalen für die Art *S. armata* überein. Anhand des anterioren Rüssels unterscheidet sich dieser Saugwurm von anderen Vertretern dieser Gattung. Neben der hier gemessenen Körperlänge von 1,008 mm entspricht auch die hier detektierte Anzahl der Testespaare von 12 Stück den Angaben aus der Literatur.

Darstellung: Hoffmann 1999 (S. 181), Fototafel 15

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Gastropoden der Gattung *Lymnaea*, *Radix*, *Valvata*. EW: Cypriniden

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *S. armata* für *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *S. armata* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Das Besondere an dieser üblicherweise im Blutsystem der Fische parasitierenden Art ist, dass ein zwittriges Individuum nur ein reifes Ei hervorbringt. Dieses Ei gelangt durch den Blutstrom in die Kiemen, das Herz und andere Organe des Wirtes und entwickelt sich zum Miracidium, dem bewimperten Parasitenstadium. Das Miracidium bohrt sich aus dem Fisch nach außen und entwickelt sich in Wasserschnecken zu Gabelschwanzcercarien, welche wiederum die Fischhaut aktiv penetrieren um im Blutsystem zum Adultus heranreifen zu können. Durch das Blutsystem können die Parasiten in diverse Organe gelangen, womit der im Rahmen dieser Untersuchung gemachte Fund von *S. armata* im Auginneninneren erklärt werden kann.

Wie auch bei anderen Trematodenarten (z. B. *Diplostomum* spp., *Tylodelphys clavata*) können Cercarien dieser Blutwürmer nur in hohen Intensitäten den Fisch schädigen. **Die hervorgerufene Cercariose kann besonders bei kleinen Fischen in Teichwirtschaften zu großen Verlusten führen.** Zudem kann ein Massenaufreten der Parasiteneier in den Kiemenkapillaren das Kiemengewebe zerstören und Thrombosen verursachen.

Literatur: Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Hoffmann 1999, Gibson et al. 2002

Ordnung: Strigeatida Railliet, 1919

Familie: Diplostomidae Poirier, 1886

Arten: *Diplostomum* spp.

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Anguilla anguilla*, *Blicca bjoerkna*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=6,2-94,2

Stadium im Wirt: Larval (Metacercarie)

Sitz im Wirt: Augen (Glaskörper, Linse)

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Hohen Sprenger See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der dorso-ventral abgeflachte Körper besteht aus einem größeren anterioren Segment und einem caudal liegenden Appendix. Laterale Sauggruben befinden sich anterior, jeweils rechts und links neben dem gut entwickelten Mundsaugnapf. Der Bauchsaugnapf unterscheidet sich kaum in seiner Größe von dem Mundsaugnapf und befindet sich in der posterioren Körperhälfte vor dem tribozytischen Halteorgan. Dieses rundliche Halteorgan besitzt median einen vertikal verlaufenden Spalt und ist meist doppelt so groß wie die Saugnäpfe. Das Darmsystem beginnt mit einem muskulösen Pharynx, welchem ein kurzer Oesophagus folgt. Durch eine Darmgabelung entstehen zwei Darmschenkel, die blind enden und bis zum Körperende reichen. Der gesamte Körper von *Diplostomum* spp. ist mit rundlichen exkretorischen Körperchen gefüllt, welche sich auch im Appendix wiederfinden. Wie die meisten Digenea sind die Vertreter der Gattung *Diplostomum* Zwitter, die Geschlechtsorgane sind allerdings im Metacercarien-Stadium noch nicht entwickelt und werden deshalb bei der Beschreibung vernachlässigt.

Diagnose in dieser Arbeit: Die morphometrische Artbestimmung erwies sich aufgrund von sich zwischen den *Diplostomum*-Arten stark überschneidenden Messdaten in der Literatur als schwierig. Die Ursache dafür ist die enorme morphologische Variation, welche mit einer hohen Bandbreite der Messwerte einhergeht. Die Werte sind stark von der Befallsdichte, der Wirtsart, Wirtsgröße und dem Wirtsalter, aber auch vom Entwicklungsstadium der Metacercarien abhängig. Die Vermessung der hier ausgewählten Organe erachteten bereits Autoren wie Shigin (1976), Bauer (1987) sowie Niewiadomska & Niewiadomska-Bugaj (1998), aber auch in der Zeit der molekulargenetischen Methoden Faltynkova et al. (2014) für die Artbestimmung innerhalb der Gattung *Diplostomum* als sinnvoll.

Anhand der gemessenen Größen handelt es sich bei den hier isolierten Arten mit hoher Wahrscheinlichkeit um den weit verbreiteten Augenwurm *D. spathaceum* sowie um *D. baeri*. Zudem deutet der unterschiedliche Sitz der isolierten Augenwürmer im Wirt auf das Vorkommen der beiden Arten. Höglund & Thulin (1992) bewiesen das Parasitieren von *D. baeri* im Glaskörper der *P. fluviatilis*, während *D. spathaceum* stets in der Linse von *R. rutilus* vorkam. **In der hier vorliegenden Arbeit werden unter *Diplostomum* spp. somit immer zwei Arten zusammengefasst.**

Tab. III-4.4: Morphometrische Daten von *Diplostomum* sp. der vorliegenden Arbeit, isoliert aus Cypriniden wie *A. brama* und *A. alburnus* und verglichen mit publizierten Daten von *D. spathaceum*. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	Eigene Messungen (<i>A. brama</i> , n=5)	Eigene Messungen (<i>A. alburnus</i> , n=1)	Shigin (1976)	Niewiadomska & Niewiadomska-Bugaj (1998)
Körper	L	385-592 (487)	457	324-387	377-614
	B	189-245 (221)	231	143-163	144-273
Mundsaugnapf	L	39-61 (50)	52	37-44	34-61
	B	33-49 (43)	33	35-39	34-64
Pharynx	L	33-37 (36)	39	k.A.	27-40
	B	27-35 (30)	29	k.A.	20-34
Bauchsaugnapf	L	38-62 (47)	51	30-35	37-78
	B	40-52 (46)	40	32-37	44-98
Tribozytisches Halteorgan	L	67-97 (81)	77	62-74	54-102
	B	63-78 (71)	72	53-65	61-112
Appendix	L	17-30 (24)	k.A.	k.A.	34-68

Tab. III-4.5: Morphometrische Daten von *Diplostomum* sp. der vorliegenden Arbeit, isoliert aus *A. anguilla* und Cypriniden wie *B. bjoerkna*, *R. rutilus* und *S. erythrophthalmus*. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	Eigene Messungen (<i>A. anguilla</i> , n=2)	Eigene Messungen (<i>B. bjoerkna</i> , n=3)	Eigene Messungen (<i>R. rutilus</i> , n=1)	Eigene Messungen (<i>S. erythrophthalmus</i> , n=2)
Körper	L	404-439 (422)	413-518 (462)	480	519-568 (544)
	B	153-183 (168)	202-264 (223)	192	214-284 (249)
Mundsaugnapf	L	42-54 (48)	37-56 (46)	43	44-66 (55)
	B	45-56 (51)	35-58 (43)	40	41-65 (53)
Pharynx	L	41-45 (43)	28-42 (33)	39	31-53 (42)
	B	35-36 (36)	26-44 (32)	30	28-40 (34)
Bauchsaugnapf	L	44-48 (46)	35-43 (40)	35	43-58 (51)
	B	47	42-53 (46)	34	46-66 (56)
Tribozytisches Halteorgan	L	62-94 (78)	73-85 (77)	93	86-139 (113)
	B	52-64 (58)	65-72 (69)	61	59-120 (90)
Appendix	L	17	29-36 (32)	43	53-61 (57)

Tab. III-4.6: Morphometrische Daten von *Diplostomum* sp. der vorliegenden Arbeit, isoliert aus Perciden wie *G. cernua* und *P. fluviatilis* und verglichen mit publizierten Daten von *D. baeri*. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	Eigene Messungen (<i>G. cernua</i> , n=1)	Eigene Messungen (<i>P. fluviatilis</i> , n=5)	Shigin (1976)	Niewiadomska (1988)
Körper	L	566	492-583 (522)	340-435	421-518
	B	257	209-266 (236)	195-220	199-259
Mundsaugnapf	L	67	53-59 (55)	50-60	44-61
	B	53	39-57 (51)	35-45	40-54
Pharynx	L	47	40-54 (48)	k.A.	30-48
	B	27	24-52 (32)	k.A.	23-37
Bauchsaugnapf	L	52	45-55 (51)	35-47	37-54
	B	44	46-54 (50)	37-48	44-57
Tribozytisches Halteorgan	L	113	116-133 (123)	80-105	85-122
	B	106	100-123 (110)	90-110	85-102
Appendix	L	48	48-70 (60)	k.A.	k.A.

Darstellung: Gibson et al. 2002 (S.163), Schäperclaus 1979 (S. 699), Hoffmann 1999 (S. 191), Fototafel 15

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastropoden wie *Lymnaea stagnalis*, *Galba palustris*, *Radix auricularia*, *Radix ovata* L.. 2. ZW: diverse Süßwasserfische der Familien Cyprinidae und Salmonidae. EW: piscivore Vögel der Familie Laridae (Möwen)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Keine neuen Nachweise.

Besonderheit: Die auch als Augenkörner bezeichneten Metacercarien von *Diplostomum* spp. haben eine ovale Körperform, sind nicht encystiert und bewegen sich frei im Glaskörper oder in der Flüssigkeit der Augenlinse. Die Taxonomie der Gattung *Diplostomum* ist besonders komplex und wird momentan durch diverse Studien auf Grundlage von genetischen Untersuchungen überarbeitet und ergänzt. Immer mehr Wirts- und Gebietsnachweise sowie noch unbeschriebene Arten werden publiziert (*Diplostomum* sp. 1-9). Die neusten Studien von Georgieva et al. (2013), Blasco-Costa et al. (2014) und Faltynkova et al. (2014) haben so sechs Abstammungsgruppen (Lineage 1-6) identifiziert. Für die genetische Artdiagnose ist neben der üblichen Sequenzierung der ITS-Region (rRNA) auch die Untersuchung der Cox-Region (Mitochondrium) unabdingbar. Derzeit wird der bisher häufigste Augenkörper *D. spathaceum*, welcher lange Zeit als Sammelart für alle im Auge gefundenen Digenea diente, der Lineage 1 zugeschrieben. In der Lineage 2 befindet sich *D. pseudospathaceum*, während in der Lineage 3-5 der *D. baeri*-Komplex liegt. Zudem existiert ein *D. mergi*-Komplex sowie ein *D. huronense*-Komplex, wobei diese Zuordnung vorläufig ist und weiterer Studien bedarf.

Bei zu starkem Befall mit Augenwürmern kann es zu Beeinträchtigungen des Sehvermögens bis hin zur völligen Erblindung des Fisches kommen. Die sogenannte **Diplostomiasis** kann zu Abmagerungen und sogar zum Tod des Fisches führen. Deshalb haben die aktuellen Forschungsanstrengungen zum Ziel, Infektionen mit Augenwürmern in Aquakulturanlagen zu vermeiden, um somit resultierende wirtschaftliche Schäden zu umgehen.

Literatur: Shigin 1976, Bauer 1987, Niewiadomska 1988, Höglund & Thulin 1992, Gibson 1996, Niewiadomska & Niewiadomska-Bugaj 1998, Gibson et al. 2002, Locke et al. 2010, Karvonen 2012, Georgieva et al. 2013, Blasco-Costa et al. 2014, Faltynkova et al. 2014

Ordnung: Strigeatida Railliet, 1919

Familie: Diplostomidae Poirier, 1886

Art: *Posthodiplostomum brevicaudatum* (Nordmann, 1832)

Wirt: *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=14,2-65,7

Stadium im Wirt: Larval (Metacercarie)

Sitz im Wirt: Augen (Glaskörper)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die 1,3-1,5 mm langen Metacercarien von *Posthodiplostomum brevicaudatum* liegen im Glaskörper in ovalen, weißlich gefärbten Cysten mit einem Durchmesser zwischen 0,8 und 1,1 mm vor. Die Augenwürmer sind deutlich in einen Vorder- und Hinterkörper unterteilt, wobei der Hinterkörper meist nur halb so lang ist wie der Vorderkörper. Das Darmsystem sowie die beiden Saugnäpfe sind gut entwickelt, laterale Sauggruben fehlen. Der Darm gabelt sich anterior kurz nach dem Pharynx und verläuft bis in den Hinterkörper, wo er blind endet. Der Bauchsaugnapf (0,08 mm lang) liegt median im Vorderkörper und ist leicht größer als der Mundsaugnapf (0,05 mm lang). Das tribozytische Halteorgan liegt weit posterior in einer stark ausgeprägten ventralen Vertiefung. Neben dem Halteorgan befindet sich ein gut sichtbarer Drüsenkomplex. Der gesamte Körper ist mit Exkretionskörperchen gefüllt. Im Hinterkörper sind die Anlagen für das Genitalsystem bereits ausgebildet und gut sichtbar.

Diagnose in dieser Arbeit: Anhand von morphologischen Merkmalen sowie dem Sitz des Parasiten konnten die hier detektierten Augenwürmer eindeutig der Art *P. brevicaudatum* zugeordnet werden.

Darstellung: Schäperclaus 1979 (S. 701), Fototafel 16

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastopoden der Gattungen *Planorbis*. 2. ZW: diverse Süßwasserfische. EW: piscivore Vögel der Familie Ardeidae (Reiher)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. brevicaudatum* für *G. cernua* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland.

Besonderheit: Dieser Augenwurm ist der Erreger der **Augen-Posthodiplostomose**. Bei kleineren Fischen kann der Befall zur erhöhten Mortalität führen.

Literatur: Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Gibson et al. 2002

Ordnung: Strigeatida Railliet, 1919

Familie: Diplostomidae Poirier, 1886

Art: *Posthodiplostomum cuticola* (Nordmann, 1832)

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=5,7-68,5

Stadium im Wirt: Larval (Metacercarie)

Sitz im Wirt: Auge (außen), Flossen, Oberfläche, Kiemen, Muskulatur

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Hohen Sprenger See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Metacercarien der Art *Posthodiplostomum cuticola* verursachen unregelmäßige schwarze „Flecken“ mit einer Länge zwischen 0,85 und 3,80 mm. Diese entstehen aufgrund von riesigen Pigmentmengen, welche die 0,69-0,99 mm lange Cyste umgeben. Einerseits umschließt also der Wirt den Parasiten mit der Wirtscyste, andererseits encystiert sich *P. cuticola* selbst. Die Metacercarie, welche zum sogenannten Neascus-Typ gehört, ist zweigeteilt und weist eine Körperlänge von maximal 1,50 mm auf. Der Vorderkörper enthält anterior den Mundsaugnapf, den Pharynx, das Darmsystem sowie den Bauchsaugnapf und das posterior liegende tribozytische Halteorgan. Im Hinterkörper enden, wie auch bei *P. brevicaudatum*, die Darmschenkel blind. Darüber hinaus befinden sich hier die Anlagen der Genitalorgane, welche sich erst im Endwirt vollständig entwickeln. Trotzdem können bereits Hoden, das Ovar sowie Bursa copulatrix unterschieden werden.

Diagnose in dieser Arbeit: Anhand der charakteristisch melanisierten Cysten auf der Körperoberfläche des Fisches sowie der typischen morphologischen Merkmale der darin enthaltenen Metacercarie konnte dieser Parasit eindeutig der Art *P. cuticola* zugeordnet werden.

Darstellung: Dönges 1964 (S. 201), Fototafel 17

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastopoden der Gattungen *Planorbis* und *Limnaea*. 2. ZW: überwiegend Cypriniden wie *Abramis brama*, *Cyprinus carpio* und *Blicca bjoerkna*. EW: piscivore Vögel der Familie Ardeidae (Reiher)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. cuticola* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die Metacercarien der Art *Posthodiplostomum cuticola* liegen in Cysten auf der Körperoberfläche des Fisches vor und lösen die sogenannte **Schwarzpünktchenkrankheit** aus. Obwohl dieser Digenea überwiegend auf der Körperoberfläche parasitiert, gilt er aufgrund seiner doppelten Encystierung und damit **fehlendem Kontakt zum äußeren Medium als Endoparasit**.

Literatur: Dönges 1964, Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Gibson et al. 2002

Ordnung: Strigeatida Railliet, 1919

Familie: Diplostomidae Poirier, 1886

Art: *Tylodelphys clavata* (Nordmann, 1832)

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Tinca tinca*

Befall: P [%]=2,8-100,0

Stadium im Wirt: Larval (Metacercarie)

Sitz im Wirt: Augen (Glaskörper)

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Hohen Sprenger See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Augenwürmer der Art *Tylodelphys clavata* sind 0,30-0,74 mm lang, 0,10-0,20 mm breit und gehören wie *Diplostomum* spp. anhand ihrer charakteristischen Merkmale zur sogenannten *Diplostomum*-Gruppe. Die Metacercarien sind nicht von einer Cyste umschlossen und bewegen sich im Vergleich zu *Diplostomum*-Metacercarien sehr lebhaft. Der durchsichtige Körper ist langgestreckt, dorso-ventral abgeflacht und mit länglich-ovalen Exkretionskörperchen gefüllt. Es findet keine deutliche Gliederung in Vorder- und Hinterkörper statt. Das anteriore Ende ist abgestumpft und trägt kaum sichtbare laterale Sauggruben sowie den gut ausgebildeten Mundsaugnapf. Dieser ist stets größer als der vor dem tribozytischen Halteorgan liegende Bauchsaugnapf. Das Halteorgan ist oval und hat einen vertikal verlaufenden, gut sichtbaren Spalt. Der gesamte Körper wird ab der posterioren Körperhälfte schmaler und verjüngt sich. Das Darmsystem ist gut entwickelt und besteht aus einem muskulösen Pharynx, welchem ein kurzer Oesophagus folgt. Nach dem Oesophagus gabelt sich der Darm in zwei blind endende Darmschenkel.

Diagnose in dieser Arbeit: Anhand von **genetischer Analyse**, aber auch morphologischen Merkmalen sowie dem Sitz des Parasiten konnten die hier detektierten Augenwürmer eindeutig der Art *T. clavata* zugeordnet werden.

Darstellung: Schäperclaus 1979 (S. 699), Fototafel 15

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastopoden der Gattungen *Lymnaea* und *Radix*. 2. ZW: überwiegend Cypriniden. EW: piscivore Vögel der Familie Podicipedidae (Lappentaucher)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Keine neuen Nachweise.

Besonderheit: Wie auch der Befall mit *Diplostomum* spp. kann eine starke Infektion mit *T. clavata* zur Erblindung des Fisches führen. Die Hauptschäden werden durch die Wanderungen der Cercarien durch den Fischkörper verursacht.

Literatur: Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Gibson et al. 2002

Ordnung: Strigeatida Railliet, 1919

Familie: Diplostomidae Poirier, 1886

Art: *Tylodelphys podicipina* Kozicka & Niewiadomska, 1960

Wirt: *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]= 2,8-68,5

Stadium im Wirt: Larval (Metacercarie)

Sitz im Wirt: Augen (Augenflüssigkeit, Glaskörper), Leibeshöhle, Mesenterien

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der deutlich größere Augenwurm *T. podicipina* kann anhand seiner über 1 mm umfassenden Körperlänge leicht von *T. clavata* unterschieden werden. Zudem grenzt sich der langgestreckte Körper von *T. podicipina* durch eine gräuliche Färbung, welche auf viele exkretorische Körperchen zurückzuführen ist, von *T. clavata* ab. Demgegenüber treffen viele morphologische Merkmale wie die fehlende Gliederung in Vorder- und Hinterkörper und der Aufbau des Darmsystems von *T. clavata* auch auf *T. podicipina* zu. Das Verhältnis von Bauchsaugnapf und Mundsaugnapf ist für die beiden Arten besonders

charakteristisch. Bei *T. podicipina* ist der Bauchsaugnapf immer größer als der Mundsaugnapf. Der Bauchsaugnapf ist dabei weit posterior, mit einem deutlichen Abstand zum tribozytischen Halteorgan positioniert. Am posterioren Ende befindet sich eine gut sichtbare Exkretionsblase.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Differentialdiagnose fand anhand von morphologischen und morphometrischen Merkmalen statt. Die hier gewonnenen Messwerte stimmen vollständig mit den Daten für die Art *T. podicipina* aus der Literatur überein.

Tab. III-4.7: Morphometrische Daten von *Tylodelphys podicipina* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Zusätzlich wurden *T. podicipina* aus der Diplomarbeit von Türk (2010) vermessen. Die Werte sind angegeben in µm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite. k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Türk (2010) (n=4)	Moravec & Scholz (1984)	Bauer (1987)
Körper	L	8	1298-1515 (1433)	1619-1732 (1659)	1370-1750	1140-1320
	B	8	315-432 (373)	344-433 (390)	394-598	340-570
Mundsaugnapf	L	7	43-69 (61)	66-72 (69)	60-87	50-80
	B	7	41-76 (57)	52-76 (64)	48-66	60-70
Pharynx	L	6	46-67 (54)	44-70 (61)	42-45	k.A.
	B	6	25-44 (30)	33-46 (38)	27-33	k.A.
Bauchsaugnapf	L	8	78-106 (86)	102-108 (105)	81-108	70-100
	B	8	65-89 (74)	82-93 (88)	72-102	70-100
Tribozytisches Halteorgan	L	7	168-216 (198)	226-260 (248)	225-270	k.A.
	B	7	86-136 (118)	96-128 (111)	102-195	k.A.

Darstellung: Moravec & Scholz 1984, Fototafel 19

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastropoden der Gattungen *Lymnaea* und *Radix*. 2. ZW: überwiegend Flussbarsch und Kaulbarsch aber auch andere Perciden. EW: piscivore Vögel der Familie Podicipedidae (Lappentaucher)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *T. podicipina* für *G. cernua* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *T. podicipina* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die im Rahmen einer Diplomarbeit von Türk (2010) detektierten Augenwürmer der Art *T. podicipina* (Wirt: *P. fluviatilis*, Probennahmestelle: Möhnetalsperre, NRW) wurden fälschlicherweise der Art *Apatemon gracili* zugewiesen. Anhand der mir vorliegenden originalen Glycerinpräparate von *T. podicipina* (Quelle: Patrick Türk) können erstmalig notwendige Messwerte zur Artdiagnose genommen werden. Das Ziel dieser Bestimmung ist einerseits das Vervollständigen der Ergebnisse der Parasitologie-Arbeitsgruppe am Institut für Aquakultur und Sea-Ranching, Universität Rostock. Andererseits dient die Korrektur als Nachweis des Vorkommens von *T. podicipina* in *P. fluviatilis* in Deutschland. Damit wird das korrekte Anfertigen der Tabelle mit den bereits in Deutschland nachgewiesenen Parasitenarten der hier untersuchten zehn Süßwasserfische ermöglicht (siehe Anhang V-2, Tab. V-2.9).

Literatur: Schäperclaus 1979, Moravec & Scholz 1984, Bauer 1987, Gibson et al. 2002, Türk 2010

Ordnung: Strigeatida Railliet, 1919

Familie: Strigeidae Railliet, 1919

Art: *Ichthyocotylurus platycephalus* (Creplin, 1852)

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Gymnocephalus cernua*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=2,8-85,7

Stadium im Wirt: Larval (Metacercarie)

Sitz im Wirt: Augen, Mesenterien, Oberfläche diverser Organen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der ovale und dorso-ventral abgeflachte Körper von *Ichthyocotylurus platycephalus* trägt neben dem anterior liegenden Mundsaugnapf auch längliche, gut ausgebildete laterale Sauggruben. Der anterior gegabelte Darm endet blind und verläuft entlang des gesamten Körpers. Die Größe des Bauchsaugnapfes von *I. platycephalus* dient als wichtigstes Unterscheidungsmerkmal. Der Bauchsaugnapf weist eine Mindestbreite von 0,15 mm auf und ist breiter als lang. Das tribozytische Halteorgan ist entweder genauso breit oder kleiner als der Bauchsaugnapf. Die ventrale Vertiefung ist weniger deutlich ausgebildet.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund der Verwechslungsgefahr mit morphologisch sehr ähnlichen Arten aus der Gattung *Ichthyocotylurus* (*I. erraticus*, *I. pileatus*, *I. variegatus*) wurden die hier isolierten Exemplare vermessen. Die Artbestimmung erfolgte anhand von morphologischen und morphometrischen Eigenschaften. Die mit der Literatur übereinstimmenden Messdaten ließen diesen Digenea eindeutig der Art *I. platycephalus* zuordnen.

Tab. III-4.8: Morphometrische Daten von *Ichthyocotylurus platycephalus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A. keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Ø: Durchmesser

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Bauer (1987) <i>I. platycephalus</i>	Bauer (1987) <i>I. erraticus</i>	Bauer (1987) <i>I. pileatus</i>
Körper	L	5	0,63-0,77 (0,68)	0,53-0,77	0,32-0,43	k.A.
	B	5	0,33-0,47 (0,41)	0,30-0,57	0,3-0,4	k.A.
Mundsaugnapf	L	5	0,08-0,12 (0,10)	0,10-0,13	0,053-0,062	0,04-0,07 (Ø)
	B	5	0,10-0,13 (0,11)	0,11-0,13	0,048-0,057	
Bauchsaugnapf	L	5	0,14-0,18 (0,15)	0,13-0,18	0,05-0,07	0,04-0,07 (Ø)
	B	5	0,14-0,22 (0,18)	0,17-0,20	0,06-0,08	
Laterale Sauggruben	L	5	0,08-0,12 (0,10)	0,06-0,09	0,044-0,057	0,03-0,06
Tribozytisches Halteorgan	L	5	0,07-0,15 (0,12)	0,09-0,14	0,09-0,11	0,07-0,15
	B	5	0,16-0,20 (0,18)	0,14-0,22	0,10-0,13	0,09-0,16

Darstellung: Swennen et al. 1979 (S. 166), Fototafeln 18, 19

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastopoden wie *Valvata piscinalis* (O. F. Müller, 1774). 2. ZW: überwiegend Perciden. EW: piscivore Vögel der Familien Gaviidae (Seetaucher), Laridae, Podicipedidae, Sternidae (Seeschwalben)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *I. platycephalus* für *A. alburnus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *I. platycephalus* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die Metacercarie von *I. platycephalus* konnte als encystiertes Entwicklungsstadium auf der Oberfläche von diversen inneren Organen nachgewiesen werden.

Literatur: Schäperclaus 1979, Swennen et al. 1979, Bauer 1987, Gibson et al. 2002

Ordnung: Strigeatida Railliet, 1919

Familie: Strigeidae Railliet, 1919

Art: *Ichthyocotylurus variegatus* (Creplin, 1852)

Wirt: *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=9,0-94,2

Stadium im Wirt: Larval (Metacercarie)

Sitz im Wirt: Mesenterien, Oberfläche diverser Organen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Körperaufbau der Metacercarie *Ichthyocotylurus variegatus* stimmt mit dem von *I. platycephalus* weitestgehend überein. Die ebenfalls encystierte Metacercarie von *I. variegatus* unterscheidet sich durch ihren kleineren und breiteren Körper. Auch die Größen des Mundsaugnapfes, des Bauchsaugnapfes und des tribozytische Halteorgans von *I. variegatus* sind kleiner als bei *I. platycephalus*. Der vergleichsweise kleinere Bauchsaugnapf (unter 0,15 mm) liegt vor dem größeren tribozytischen Halteorgan. Als charakteristisches Bestimmungsmerkmal dient die Länge der lateralen Sauggruben (0,09-0,11 mm) im Vergleich zur Länge des Mundsaugnapfes (0,07 mm). Die Kanäle des Exkretionssystems mit den darin enthaltenen exkretorischen Körperchen bilden ein den gesamten Körper durchziehendes Netzwerk.

Diagnose in dieser Arbeit: Beim Sezieren ließen sich die encystierten Metacercarien nicht anhand der Cystengröße voneinander unterscheiden. Durch den oft starken Befall mit über 100 Individuen in einem Fisch wurden im Durchschnitt 35 Cysten geöffnet, um das prozentuale Verhältnis im Vorkommen von *I. platycephalus* und *I. variegatus* zu bestimmen. Anschließend wurde der prozentuale Anteil auf die Gesamtzahl der beiden Arten hochgerechnet und in den Rohdaten mit einem Sternchen versehen. **Damit steht das Sternchen nicht für die tatsächlich detektierte Zahl, sondern für den hochgerechneten Wert.** Für die Differentialdiagnose wurden die hier isolierten Metacercarien nach Standardmethoden vermessen. Die morphometrischen Daten ergaben eine komplette Übereinstimmung mit früheren Studien. Anhand der Morphologie und Morphometrie konnten die detektierten Metacercarien eindeutig der Art *I. variegatus* zugeordnet werden.

Darstellung: Swennen et al. 1979 (S. 166), Fototafel 19

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Gastropoden wie *Valvata piscinalis*. 2. ZW: überwiegend Perciden. EW: piscivore Vögel der Familien Gaviidae (Seetaucher), Laridae, Podicipedidae, Sternidae (Seeschwalben)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *I. variegatus* für *A. alburnus*, *B. bjoerkna*, *G. cernua* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland.

Literatur: Schäperclaus 1979, Swennen et al. 1979, Bauer 1987, Gibson et al. 2002

Tab. III-4.9: Morphometrische Daten von *Ichthyocotylurus variegatus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Bauer (1987) <i>I. variegatus</i>
Körper	L	5	0,40-0,60 (0,47)	0,44-0,51
	B	5	0,22-0,49 (0,36)	0,36-0,49
Mundsaugnapf	L	5	0,05-0,07 (0,06)	0,07
	B	5	0,05-0,07 (0,06)	0,07
Bauchsaugnapf	L	5	0,06-0,08 (0,07)	0,06-0,09
	B	5	0,07-0,09 (0,08)	0,09-0,10
Laterale Sauggruben	L	5	0,09-0,11 (0,10)	0,09-0,11
Tribozytisches Halteorgan	L	5	0,09-0,12 (0,10)	0,11-0,15
	B	5	0,09-0,15 (0,12)	0,13-0,15

III-5 Stamm: Monogenea Carus, 1863

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Ancyrocephalidae Bychowsky, 1937

Art: *Ancyrocephalus percae* (Ergens, 1966)

Wirt: *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=17,1

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Ancyrocephalus percae* gehört zur Ordnung der Dactylogyridea und ist wie die Vertreter der Gattung *Dactylogyrus* an den vier anterior liegenden Pigmentbecherocellen zu erkennen. Diese „Augen“ gehören neben dem vierzipfligen Vorderende und dem mit vier großen Mittelhaken besetzten Haftapparat (Opisthaptor) zu den charakteristischen Merkmalen dieser Art. Die in ihrer Morphologie markanten Mittelhaken sind paarweise mit einer Brücke verbunden. Der äußere Wurzelfortsatz ist länger, dicker und somit deutlich besser entwickelt als der innere Wurzelfortsatz. Die Mittelhaken liegen median auf dem Opisthaptor und werden von 14 kleineren Marginalhaken umgeben. Der Opisthaptor ist nicht vom restlichen Körper des Parasiten abgesondert. Der Darm ist gegabelt und vereinigt sich wieder im posterioren Bereich. Der männliche und weibliche Fortpflanzungsapparat des eierlegenden Hermaphroditen liegt anterior und zeichnet sich durch eine charakteristische Form aus.

Diagnose in dieser Arbeit: Dieser Hakensaugwurm ähnelt in seiner Morphologie seiner nah verwandten Art *A. paradoxum*. Diese Art kommt überwiegend auf *Sander lucioperca* vor und kann durch das deutlich längere Kopulationsorgan, längere Marginalhaken und eine spezifische Form der Mittelhaken von *A. percae* unterschieden werden. Die Lokalisation auf dem Wirt sowie die Wirtsspezifität von *A. percae* für *P. fluviatilis* unterstützen die Artbestimmung und ließen neben morphologischen auch anhand von morphometrischen Übereinstimmung diesen Monogenea der Art *A. percae* zuordnen.

Darstellung: Ergens 1966, Behrmann-Godel et al. 2014, Fototafel 20

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Perca fluviatilis*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *A. percae* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Grundsätzlich gilt für die Ordnung der Dactylogyridea, dass die morphologische Bestimmung nur anhand der Vermessung sklerotisierter Körperteile wie der Haken und der Geschlechtsorgane (männliches Kopulationsorgan, weibliches Vaginalröhrchen) möglich ist. Ihre Morphometrie und ihre Form sind entscheidend für die Festlegung der Art. Andere Eigenschaften wie die Körperlänge und -breite variieren stark in Abhängigkeit der Präparationsmethode und können nur unterstützend berücksichtigt werden.

Der aggressive Neozoa verursacht auf den Flussbarschen enorme Schäden. **In dieser Arbeit gelang erstmalig der Nachweis dieses Parasiten in Norddeutschland und zum zweiten Mal deutschlandweit.**

Literatur: Ergens 1966, Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Gusev 1985, Behrmann-Godel et al. 2014

Tab. III-5.1: Morphometrische Daten von *Ancyrocephalus percae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). ¹⁾ Autor unterscheidet nicht zwischen dem 1. oder 2. Paar. ²⁾ Fixiert in 5% Formalin-Glycerin-Gemisch oder in Ammonium-Pikrat und Glycerin. *L: gemessen nach Ergens (1966) und Gusev (1985) in einer Geraden vom weit entferntesten Punkt des äußeren Wurzelfortsatzes bis zum Beginn der Hakenspitze. **B: apikale Breite des Wurzelfortsatzes

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Ergens (1966) ²⁾
Körper	L	8	0,99-1,33 (1,17)	1,80	1,01-1,79
	B	8	0,01-0,17 (0,13)	0,40	0,24-0,39
Marginalhaken	L	4	0,013-0,016 (0,015)	0,016-0,019	0,016-0,019
Mittelhaken* (1 Paar)	L*	6	0,043-0,057 (0,050)	0,049-0,061 ¹⁾	0,051-0,061
	B**	6	0,027-0,044 (0,036)	k.A.	0,042-0,050
Mittelhaken* (2 Paar)	L*	7	0,048-0,061 (0,053)	0,049-0,061 ¹⁾	0,049-0,057
	B**	7	0,024-0,048 (0,034)	k.A.	0,035-0,047
Kopulationsorgan	L	4	0,075-0,083 (0,079)	0,070-0,090	0,067-0,084

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Ancyrocephalidae Bychowsky, 1937

Art: *Pseudodactylogyrus anguillae* (Yin & Sproston, 1948)

Wirt: *Anguilla anguilla*

Befall: P [%]=12,5

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Morphologie von *Pseudodactylogyrus anguillae* stimmt größtenteils mit der Gattung *Dactylogyrus* überein (siehe Beschreibung *Dactylogyrus crucifer*). Die charakteristischen vier Augenpunkte, die Kopfzipfel und der Opisthaptor sind der gesamten Ordnung gemein. Hervorzuheben ist bei *P. anguillae* der ventral gerichtete Opisthaptor. Auch die beiden Mittelhaken sind nach innen gerichtet und besitzen einen einklappbaren, inneren Wurzelfortsatz. Sie werden mit einer dorsalen Brücke verbunden. Die Anzahl der Marginalhaken am Opisthaptor liegt bei 14, wobei keine weiteren kleinen Häkchen

vorhanden sind. Die einfache Satzung des Prostata-Reservoirs dient als weiteres Unterscheidungsmerkmal dieser Gattung.

Diagnose in dieser Arbeit: Das deutlichste Unterscheidungsmerkmal zwischen *Pseudodactylogyrus* spp. und *Dactylogyrus* spp. ist die Ausrichtung der Hamuli. Zudem ist das Prostata-Reservoir bei der Gattung *Dactylogyrus* in zweifacher Ausführung vorhanden. Die taxonomische Differenzierung zwischen *P. anguillae* und *P. bini* basierte auf der Morphometrie der Mittelhaken. Diese waren bei *P. anguillae* deutlich länger und schmaler als bei *P. bini*. Somit konnte anhand der morphologischen und morphometrischen Merkmale dieser Monogenea eindeutig der Art *P. anguillae* zugeordnet werden. Alle Individuen hatten eingeklappte Mittelhaken und es konnte kein Kopulationsorgan vermessen werden.

Tab. III-5.2: Morphometrische Daten von *Pseudodactylogyrus anguillae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). *L: gemessen nach Gusev (1985) und Hayward et al. (2001) in einer Geraden vom weit entferntesten Punkt des inneren Wurzelfortsatzes bis zum Beginn der Hakenspitze. **Der innere Wurzelfortsatz ist ein- bzw. ausklappbar und lässt bei den Vermessungen, je nach Zustand des Präparates, die Gesamtlänge des Fortsatzes bestimmen oder nur seine Teillänge (eingeklappt)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Le Brun et al. (1986)
Körper	L	2	0,942-1,135 (1,039)	0,582-1,168	k.A.
Marginalhaken	L	1	0,014	0,014-0,016	0,011-0,018
Mittelhaken (eingeklappt)**	L*	2	0,096-0,100 (0,098)	0,091-0,105	0,092-0,105
Brücke	B	2	0,052	0,048-0,064	0,048-0,060

Darstellung: Buchmann et al. 1987, Fototafel 21

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Anguilla anguilla*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. anguillae* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Pseudodactylogyrus anguillae* ist wie sein artverwandter *P. bini* ein auf *Anguilla* spp. spezialisierter Parasit. Diese pathogenen Monogenea wurden aus Ostasien nach Europa importiert und verursachen, wie auch *Anguillicoloides crassus*, in den Originalwirten *Anguilla japonica* keine schwerwiegenden Infektionen. Im Europäischen Aal hingegen kann ein starker Befall bis zum Tod des Fisches führen.

Literatur: Gusev 1985, Le Brun et al. 1986, Buchmann et al. 1987, Koie 1991, Gelnar et al. 1996, Hayward et al. 2001, Buchmann 2012, Zolovs et al. 2016

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Ancyrocephalidae Bychowsky, 1937

Art: *Pseudodactylogyrus bini* (Kikuchi, 1929)

Wirt: *Anguilla anguilla*

Befall: P [%]=25,0

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Körper von *Pseudodactylogyrus bini* ist länger als bei *P. anguillae*. Der Opisthaptor hingegen ist mit kleinen und breiten Mittelhaken sowie 14 Marginalhaken

ausgestattet. Weiteres Charakteristikum von *P. bini* im Vergleich zu *P. anguillae* sind seine längeren Zementdrüsen im posterioren Körperteil. Dieses Merkmal dient als Ausgleich zu seinen relativ kleinen Mittelhaken und sorgt für eine stabilere Verankerung im Wirt.

Diagnose in dieser Arbeit: Alle hier präparierten Individuen hatten eingeklappte Mittelhaken, und es konnte kein Kopulationsorgan vermessen werden. Anhand der morphologischen und morphometrischen Merkmale konnte dieser Monogenea eindeutig der Art *P. bini* zugeordnet werden (siehe Artbeschreibung *P. anguillae*).

Tab. III-5.3: Morphometrische Daten von *Pseudodactylogyrus bini* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). *L: gemessen nach Gusev (1985) und Hayward et al. (2001) in einer Geraden vom weit entferntesten Punkt des inneren Wurzelfortsatzes bis zum Beginn der Hakenspitze. **Der innere Wurzelfortsatz ist ein- bzw. ausklappbar und lässt bei den Vermessungen, je nach Zustand des Präparates, die Gesamtlänge des Fortsatzes bestimmen oder nur seine Teillänge (eingeklappt)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Ogawa & Egusa (1976)
Körper	L	10	0,708-1,336 (1,074)	0,639-1,626	k.A.
Marginalhaken	L	9	0,012-0,017 (0,013)	0,015-0,018	0,015-0,018
Mittelhaken (eingeklappt)**	L*	10	0,047-0,064 (0,056)	0,053-0,070	0,053-0,063
Brücke	B	10	0,033-0,049 (0,042)	0,035-0,047	0,035-0,046

Darstellung: Buchmann et al. 1987, Fototafel 21

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Anguilla anguilla*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. bini* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die mit *P. anguillae* verwandte Art *P. bini* kann simultan auf dem gleichen Wirt auftreten wobei beide Monogenea unterschiedliche Mikrohabitate auf den Kiemen präferieren. Laut Koie (1991) dominiert *P. anguillae* proximal auf dem posterioren Kiemenbogen, während *P. bini* die anterioren Kiemenbogen präferiert, wobei der Parasit sich eher im distalen bzw. zentralen Bereich aufhält. Die spezielle Morphologie der Mittelhaken dieser Art verursacht eine starke Wirtsreaktion in Form von Hyperplasie. Die Folgen sind Einschlüsse des Haptors ins Fischgewebe. Grundsätzlich wird die Morphologie von *P. anguillae* und *P. bini* durch abiotische Faktoren beeinflusst und variiert demzufolge deutlich in Abhängigkeit vom Gewässertyp und der Jahreszeit.

Literatur: Ogawa & Egusa 1976, Gusev 1985, Buchmann et al. 1987, Koie 1991, Gelnar et al. 1996, Hayward et al. 2001, Zolovs et al. 2016

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Art: *Dactylogyrus crucifer* Wagener, 1857

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=14,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Dactylogyrus crucifer* gehört bei seiner maximalen Körperlänge von 0,75 mm zu den mittelgroßen Vertretern dieser Gattung. Der längliche, dorso-ventral abgeflachte Körper hat

einen zipfligen, halbkreisförmigen Kopfbereich. Hier münden die Kopfdrüsen, welche ein Sekret zur Befestigung am Wirt ausscheiden. Ebenfalls anterior befinden sich vier, für die Familie charakteristische, schwarze Pigmentbecherocellen, welche dem Parasiten als Augen dienen. Am posterioren Ende befindet sich der Opisthaptor. Dieser wird durch die Tätigkeit diverser, posterior liegender Drüsenzellen in seiner Funktion unterstützt. Der Opisthaptor ist mit zwei dorsal ausgerichteten Mittelhaken sowie sieben Paar Marginalhaken besetzt. Zwischen den Mittelhaken befindet sich bei *D. crucifer* ein dorsales und ein ventrales Verbindungsstück, auch Brücke oder Ergänzungsstück genannt. Die ventrale Brücke hat bei *D. crucifer* eine charakteristische Schmetterlingsform. Bei anderen *Dactylogyrus*-Arten kann das ventrale Verbindungsstück fehlen. Die dorsalen und ventralen Brücken unterscheiden sich, so wie die Mittelhaken, in ihrer Morphologie deutlich von Art zu Art. Die Mittelhaken europäischer *Dactylogyrus*-Arten sind außerordentlich vielseitig. Generell werden sie in einen inneren oder dorsalen Wurzelfortsatz, einen äußeren oder ventralen Wurzelfortsatz, einen Hakenteil und eine Hakenspitze unterteilt. Dabei ist der innere Wurzelfortsatz immer länger und zeigt zur gleichen Seite wie die Hakenspitze. Diese Gliederung ist insbesondere für die Vermessungen und damit für die Artbestimmung entscheidend. Die Hakensaugwürmer sind Hermaphroditen, wobei das Ovar immer vor dem Testis liegt. Die eierlegenden Parasiten besitzen ein sklerotisiertes männliches Kopulationsorgan und ein ebenfalls sklerotisiertes weibliches Vaginalröhrchen. Bei *D. crucifer* ist das Kopulationsorgan zu einer arttypischen „Acht“ geformt. Das Darmsystem beginnt mit dem gut sichtbaren Pharynx. Nach dem anschließenden Oesophagus verzweigen sich die Darmschenkel und vereinigen sich wieder im posterioren Körperteil.

Diagnose in dieser Arbeit: Anhand der charakteristischen Form der Mittelhaken und des Kopulationsapparates sowie ihrer morphometrischen Daten konnte dieser Hakensaugwurm eindeutig der Art *D. crucifer* zugewiesen werden.

Tab. III-5.4: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus crucifer* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). Alle Messungen nach Gusev (1985), Anordnung der Marginalhaken nach Llewellyn (1963)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Simkova et al. (2001a)
Körper	L	6	0,617-0,851 (0,706)	0,75	0,75
	B	6	0,088-0,103 (0,095)	0,17	k.A.
Marginalhaken	L	6	0,025-0,034 (0,030)	0,023-0,040	k.A.
Brücke (dorsal)	L	2	0,004-0,005 (0,005)	0,004-0,006	k.A.
	B	2	0,022-0,024 (0,023)	0,023-0,039	k.A.
Mittelhaken	L	5	0,039-0,044 (0,042)	0,040-0,051	0,046
Hakenteil	L	5	0,031-0,036 (0,033)	0,030-0,039	0,035
Wurzelfortsatz (innen)	L	5	0,013-0,018 (0,015)	0,013-0,019	0,016
Wurzelfortsatz (außen)	L	5	0,004-0,006 (0,005)	0,003-0,007	0,005
Kopulationsorgan	L	5	0,048-0,058 (0,053)	0,045-0,060	k.A.

Darstellung: Gläser 1965 (S. 462), Gusev 1985 (S. 97), Fototafel 21

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Nicht relevant da aus Baltezers See, Lettland.

Besonderheit: Dactylogyrinea ist die artenreichste Unterordnung der Monogenea. Ihre Vertreter parasitieren überwiegend in Süßgewässern auf Fischen der Familie Cyprinidae. Gläser (1965) unterteilte die Gattung

Dactylogyrus in drei Größenkategorien. Unter kleinen Arten werden Individuen zusammengefasst, die 0,15-0,4 mm lang sind. Die mittelgroßen Arten sind 0,4-0,8 mm lang wie z. B. *D. crucifer*. Zu der letzten Kategorie werden Arten wie *D. sphyrna* gezählt (0,8-2,0 mm).

Literatur: Gläser 1965, Schäperclaus 1979, Gusev 1985, Simkova et al. 2001a

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Art: *Dactylogyrus fallax* Wagener, 1857

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=2,9

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Dactylogyrus fallax* kann Körperlängen bis zu 1,0 mm erreichen und gehört damit zu den großen Vertretern dieser Gattung. Der Monogenea besitzt nur eine dorsale Brücke zwischen den Mittelhaken, dessen Wurzelfortsätze (ventral und dorsal) ähnlich lang sind. Das männliche Kopulationsorgan hat eine markante Form, während das weibliche Vaginalröhrchen aus einer Platte und einem 0,085-0,093 mm langen Rohr besteht.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Bestimmung erfolgte anhand der markanten Form des Vaginalröhrchens sowie der Morphometrie der Mittelhaken und des männlichen Kopulationsorgans. Mithilfe der erhobenen Daten konnte dieser Monogenea eindeutig der Art *D. fallax* zugewiesen werden.

Tab. III-5.5: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus fallax* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). Alle Messungen nach Gusev (1985), Anordnung der Marginalhaken nach Llewellyn (1963)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Simkova et al. (2001a)
Körper	L	3	0,963-1,215 (1,118)	1,00	1,0
	B	3	0,154-0,164 (0,158)	0,30	k.A.
Marginalhaken	L	3	0,038-0,043 (0,040)	0,037-0,043	k.A.
Mittelhaken	L	2	0,046-0,047 (0,047)	0,045-0,062	0,054
Hakenteil	L	3	0,043-0,045 (0,044)	0,040-0,044	0,042
Wurzelfortsatz (innen)	L	2	0,026-0,028 (0,027)	0,023-0,027	0,025
Wurzelfortsatz (außen)	L	3	0,019-0,022 (0,021)	0,015-0,018	0,017
Kopulationsorgan	L	1	0,052	0,050-0,070	k.A.

Darstellung: Gläser 1965 (S. 462), Gusev 1985 (S. 37), Fototafel 22

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*, *Tinca tinca*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Nicht relevant da aus Baltezers See, Lettland.

Literatur: Gläser 1965, Schäperclaus 1979, Gusev 1985, Simkova et al. 2001a

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Art: *Dactylogyrus micracanthus* Nybelin, 1937

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=5,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die hier gemessene Körperlänge von *Dactylogyrus micracanthus* beträgt 1,232 mm bei einer Breite von 0,302 mm. Die zwei Augenpaare liegen anterior neben dem gut sichtbaren Pharynx, dessen Durchmesser 0,093 mm beträgt. Der Opisthaptor ist durch eine muskulöse Verjüngung deutlich vom restlichen Körper getrennt. Zum Verankern am Wirt sind am Opisthaptor neben sieben Marginalhakenpaaren zwei Mittelhaken vorhanden. Die Mittelhaken werden mit einer dorsalen und einer ventralen Brücke verbunden.

Diagnose in dieser Arbeit: Den morphologischen und morphometrischen Daten zufolge handelt es sich beim oben beschriebenen Monogenea eindeutig um die Art *D. micracanthus*. Die spezifische Form des männlichen Kopulationsorgans konnte in der vorliegenden Arbeit bestätigt werden.

Tab. III-5.6: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus micracanthus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen. Alle Messungen nach Gusev (1985), Anordnung der Marginalhaken nach Llewellyn (1963)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)
Körper	L	1	1,232	max. 1,9
	B	1	0,302	max. 0,44
Marginalhaken	L	2	0,021	0,016-0,026
Brücke (dorsal)	L	1	0,003	0,002-0,004
	B	1	0,017	0,017-0,025
Mittelhaken	L	1	0,025	0,024-0,033
Hakenteil	L	1	0,017	0,012-0,025
Wurzelfortsatz (innen)	L	1	0,010	0,009-0,011
Wurzelfortsatz (außen)	L	1	0,003	0,003-0,004
Kopulationsorgan	L	1	0,035	0,025-0,030

Darstellung: Gusev 1985 (S. 88), Fototafel 22

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Rutilus rutilus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Nicht relevant da aus Baltezers See, Lettland.

Besonderheit: *Dactylogyrus micracanthus* ist ein selten vorkommender großer und auf den Kiemen des Rotauges parasitierender Monogenea.

Literatur: Gusev 1985

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Art: *Dactylogyrus nanus* Dogiel & Bychowsky, 1934

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=8,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Dactylogyrus nanus* zählt zu den kleinen Hakensaugwürmern und erreicht maximale Längen von nur 0,4 mm bei einer Körperbreite von 0,1 mm. Zu seinen Merkmalen zählt die Anwesenheit von dorsalen und ventralen Verbindungsstücken zwischen den Mittelhaken. Zudem ist der innere Wurzelfortsatz des Mittelhakens maximal doppelt so lang wie der äußere Wurzelfortsatz.

Diagnose in dieser Arbeit: Anhand von morphologischen und morphometrischen Merkmalen der Mittel- und Marginalhaken sowie der Geschlechtsorgane konnte dieser Monogenea der Art *D. nanus* zugewiesen werden. Durch die Größe des Parasiten, aber auch durch den für diese Art charakteristischen Wirt konnte die Artbestimmung unterstützt werden. Obwohl die Messwerte der vorliegenden Arbeit die in der Literatur angegebenen Werte teilweise überschritten, spricht die charakteristische Form der sklerotisierten Geschlechtsorgane eindeutig für *D. nanus*. Zudem deuten viele Autoren auf das Schwanken der Messwerte in Abhängigkeit des Wirtes und seines Alters hin.

Tab. III-5.7: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus nanus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). Alle Messungen nach Gusev (1985), Anordnung der Marginalhaken nach Llewellyn (1963)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Simkova et al. (2001)
Körper	L	3	0,384-0,501 (0,453)	0,40	0,4
	B	3	0,054-0,080 (0,064)	0,10	k.A.
Marginalhaken	L	3	0,018-0,028 (0,024)	0,016-0,025	k.A.
Mittelhaken	L	3	0,031-0,039 (0,035)	0,027-0,035	0,031
Hakenteil	L	3	0,027-0,033 (0,030)	0,024-0,028	0,026
Wurzelfortsatz (innen)	L	2	0,012-0,014 (0,013)	0,004-0,009	0,007
Wurzelfortsatz (außen)	L	3	0,004-0,005 (0,005)	0,003-0,005	k.A.
Vaginalröhrchen	L	1	0,010	0,008-0,015	k.A.
Kopulationsorgan	L	1	0,043	0,024-0,029	k.A.

Darstellung: Gläser 1965 (S. 462), Gusev 1985 (S. 90), Fototafel 22

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Rutilus rutilus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Nicht relevant da aus Baltezers See, Lettland.

Literatur: Gläser 1965, Schäperclaus 1979, Gusev 1985, Simkova et al. 2001a

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Art: *Dactylogyrus similis* Wagener, 1909

Wirt: *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=2,9

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Dactylogyrus similis* gehört mit einer Maximallänge von 1,2 mm zu den großen *Dactylogyrus*-Arten. Der innere Wurzelfortsatz des Mittelhakens ist breiter und zugleich kürzer als bei *D. sphyrna*. Das dritte Marginalhakenpaar ist um 1,5-mal größer als die restlichen Marginalhaken. Als Verbindungsstück zwischen den beiden Mittelhaken dient nur die dorsale Brücke, das ventrale Ergänzungsstück fehlt.

Diagnose in dieser Arbeit: Auch wenn die Form der Mittelhaken von *D. similis* und *D. sphyrna* sich stark ähnelte, konnte mithilfe der morphometrischen Daten die Artbestimmung erfolgen. Die wichtigsten Unterscheidungsmerkmale waren die Maße des inneren Wurzelfortsatzes sowie des Marginalhakens (III). Gemäß der aktuellen Literatur nach Petrov et al. (2016) wurde die Zuordnung von römischen Zahlen zu den Marginalhaken nach Llewellyn (1963) durchgeführt. Diese Opisthaptor-Bestandteile sind bei *D. sphyrna* deutlich länger. Leider verhinderte die Lage des Parasiten eine Formerkennung und eine genaue Vermessung des Kopulationsorgans, sodass dieses Merkmal kaum berücksichtigt werden konnte. Anhand der charakteristischen Form der Mittelhaken sowie anderer morphometrischen Daten konnte dieser Hakensaugwurm eindeutig der Art *D. similis* zugeordnet werden.

Tab. III-5.8: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus similis* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). Alle Messungen nach Gusev (1985), Anordnung der Marginalhaken nach Llewellyn (1963)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)
Körper	L	2	0,848-1,095 (0,972)	1,20
	B	2	0,112-0,116 (0,114)	0,20
Marginalhaken	L	3	0,016-0,021 (0,018)	0,016-0,024
Marginalhaken III	L	3	0,030-0,034 (0,031)	0,030-0,040
Mittelhaken	L	3	0,034-0,046 (0,038)	0,038-0,054
Hakenteil	L	3	0,023-0,025 (0,024)	0,023-0,027
Wurzelfortsatz (innen)	L	3	0,022-0,026 (0,023)	0,026-0,035
Wurzelfortsatz (außen)	L	3	0,011-0,013 (0,012)	0,009-0,012
Kopulationsorgan	L	1	0,050	0,052-0,067

Darstellung: Gusev 1985 (S. 34), Fototafel 22

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Rutilus rutilus*, *Blicca bjoerkna*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Nicht relevant da aus Baltezers See, Lettland.

Literatur: Gläser 1965, Schäperclaus 1979, Gusev 1985, Petrov et al. 2016

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Art: *Dactylogyrus sphyrna* Linstow, 1878

Wirt: *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=8,5-23,5

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Dieser Monogenea kann Maximallängen von 1,4 mm erreichen und gehört damit laut Gläser (1965) zu den großen *Dactylogyrus*-Arten. Der innere Wurzelfortsatz des Mittelhakens ist deutlich länger und breiter als der äußere Wurzelfortsatz. Das dritte Marginalhakenpaar ist 2-mal größer als die restlichen Marginalhaken. Das männliche Kopulationsorgan ist an seiner spiralförmigen Gestalt zu erkennen. Dabei bildet das lange, ca. 2,5-mal aufgewundene Kopulationsrohr diesen markanten Teil. Das weibliche Vaginalröhrchen ist hingegen kaum sichtbar und kann mit einer Gesamtlänge zwischen 0,030-0,050 mm gemessen werden.

Diagnose in dieser Arbeit: Anhand der charakteristischen Form der Mittelhaken und des Kopulationsapparates sowie ihrer morphometrischen Daten konnte dieser Hakensaugwurm eindeutig der Art *D. sphyrna* zugewiesen werden.

Tab. III-5.9: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus sphyrna* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). Alle Messungen nach Gusev (1985), Anordnung der Marginalhaken nach Llewellyn (1963)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Simkova et al. (2001a)
Körper	L	3	0,948-1,137 (1,065)	1,40	1,40
	B	4	0,089-0,179 (0,135)	0,20	k.A.
Marginalhaken	L	3	0,017-0,022 (0,019)	0,015-0,028	k.A.
Marginalhaken III	L	4	0,029-0,038 (0,033)	0,034-0,052	k.A.
Mittelhaken	L	4	0,041-0,054 (0,049)	0,047-0,070	0,059
Hakenteil	L	4	0,020-0,026 (0,024)	0,022-0,030	0,026
Wurzelfortsatz (innen)	L	4	0,032-0,041 (0,035)	0,030-0,050	0,040
Wurzelfortsatz (außen)	L	4	0,010-0,014 (0,012)	0,010-0,015	0,013
Kopulationsorgan	L	1	0,044	0,045-0,050	k.A.

Darstellung: Gläser 1965 (S. 462), Gusev 1985 (S. 32), Fototafel 23

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *D. sphyrna* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die Güster stellt den Hauptwirt für *Dactylogyrus sphyrna* dar, während das Rotaugen zu den zweithäufigsten Wirten zählt. Bei *D. sphyrna* sind die Sehnen am Mittelhaken stark ausgeprägt. Diese entspringen in der Nähe der Basis des Hakenteils und kommen insbesondere bei Bewegungen des Opisthaptors zum Einsatz.

Literatur: Gläser 1965, Schäperclaus 1979, Gusev 1985, Simkova et al. 2001a

Ordnung: Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familie: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Art: *Dactylogyrus tincae* Gussev, 1965

Wirt: *Tinca tinca*

Befall: P [%]=25,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Dactylogyrus tincae* gehört zu den großen Arten dieser Gattung. Die Mittelhaken werden mit einer dorsalen und einer ventralen Brücke verbunden. Die Gesamtlänge des männlichen Kopulationsorgans unterschreitet nicht die Länge von 0,080 mm. Das Kopulationsrohr entspringt dem Basalteil und ist stark gebogen. Besonders hervorzuheben ist, dass das Stützteil des Kopulationsrohrs einteilig ist, also keine Fortsätze aufweist.

Diagnose in dieser Arbeit: Viele morphologische und morphometrische Ähnlichkeiten gibt es zwischen den Arten *D. tincae* und *D. triappendix*. Beide parasitieren auf *T. tinca* und haben ein in Form und Größe beinahe identisches männliches Kopulationsorgan. Allerdings besteht das Stützteil des Kopulationsorgans von *D. triappendix*, wie der Name bereits verrät, aus drei Fortsätzen. Die Exemplare der vorliegenden Arbeit hatten alle ein einteiliges Stützteil, wodurch *D. triappendix* ausgeschlossen werden konnte. Somit konnte anhand der erhobenen Messwerte diese Art eindeutig *D. tincae* zugeordnet werden. Zusätzlich deutet der Artnamen *D. tincae* auf die Wirtsspezifität des Parasiten auf die Schleien *T. tinca* hin und stützt somit die Artbestimmung.

Tab. III-5.10: Morphometrische Daten von *Dactylogyrus tincae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich und als Mittelwert. B: Breite, k. A.: keine Angabe, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). Alle Messungen nach Gusev (1985), Anordnung der Marginalhaken nach Llewellyn (1963)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Gusev (1985)	Simkova et al. (2001a)
Körper	L	5	0,838-1,634 (1,323)	1,50	1,5
	B	6	0,095-0,238 (0,167)	0,40	k.A.
Marginalhaken	L	6	0,028-0,032 (0,031)	0,029-0,036	k.A.
Brücke (dorsal)	L	3	0,007-0,010 (0,009)	0,006-0,010	k.A.
	B	3	0,037-0,040 (0,038)	0,039-0,050	k.A.
Mittelhaken	L	6	0,041-0,054 (0,050)	0,049-0,058	0,054
Hakenteil	L	6	0,038-0,041 (0,040)	0,037-0,046	0,042
Wurzelfortsatz (innen)	L	6	0,016-0,028 (0,022)	0,017-0,023	0,020
Wurzelfortsatz (außen)	L	5	0,010-0,014 (0,012)	0,008-0,012	0,010
Kopulationsorgan	L	2	0,081-0,090 (0,086)	0,080-0,120	k.A.

Darstellung: Gusev 1985 (S. 65), Fototafel 23

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Tinca tinca*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *D. tincae* für *T. tinca* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *D. tincae* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Gläser 1965, Schäperclaus 1979, Gusev 1985, Simkova et al. 2001a

Ordnung: Mazocraeidea Bychowsky, 1957

Familie: Diplozoidae (Palombi, 1949)

Art: *Diplozoon paradoxum* Nordmann, 1832

Wirt: *Abramis brama*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=2,8-14,2

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Diplozoon paradoxum* ist ein bis zu 10 mm großes Doppeltier. Die Eier des *D. paradoxum* sind mit einem langen Filament versehen. Als bewimperte Oncomiracidium-Larve sucht der Parasit einen neuen Fischwirt auf. Nach Eintritt der Geschlechtsreife entsteht auf den Kiemen des Wirts durch eine Über-Kreuz-Verwachsung der Diporpa-Larven eine Dauerkopula. Der Körper von adultem *D. paradoxum* ist abgeflacht und die Körperoberfläche ist glatt, lediglich der Opisthaptor weist Falten auf. Der Vorderkörper ist meist doppelt so lang wie der Hinterkörper. Am anterioren Ende liegen zwei Mundsaugnäpfe, gefolgt vom muskulösen Pharynx. Beinahe der gesamte Vorderkörper ist mit Vitellarien ausgefüllt, eine Ausnahme bildet ein kurzes Stück am Darm. Der einschenkliges Darm bildet zahlreiche seitlich abgehende Blindsäcke. Die Geschlechtsorgane der beiden Diporpa-Larven verbinden sich so miteinander, dass der Vas deferens (Samenleiter) des einen Tieres jeweils in die Vagina des Partners mündet. An der Verwachsungsstelle sind hinter den beiden länglichen Ovarien stets zwei Testes zu erkennen. Die Genitalporen liegen seitlich in der posterioren Körperhälfte. Die Eier des Parasiten sind mit langen Filamenten versehen, welche zur Befestigung an den Kiemen dienen. Der terminal liegende Opisthaptor weist auf der Ventralseite sauggrubenartige Vertiefungen, vier Haftklammerpaare und einen Larvalhaken auf. Im Allgemeinen nimmt die Größe unwesentlich vom Haftklammerpaar I (posterior am Opisthaptor) zum Haftklammerpaar IV (anterior am Opisthaptor) zu.

Zu den besonderen Merkmalen von *D. paradoxum* zählt die robuste anteriore und posteriore **Randleiste** der Haftklammer. Vergleicht man das trapezförmige Ergänzungsstück der Haftklammer III mit anderen *Diplozoon*-Arten, ist dieses bei *D. paradoxum* besonders lang. Die spezifische Form des Opisthaptors bei *D. paradoxum* zeichnet sich durch die Falten am anterioren Teil und die Verbreiterung des zentralen Teils aus. Laut Khotenovsky (1985) sind die Larvalhaken 28-33 µm lang, während der Stiel 58-71 µm misst.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund der Variabilität des Diplozoonkörpers sowie der hohen Aussagekraft der **Larvalhakenlänge** wird auf die Vermessung der Charakteristika wie die Länge des Vorder- und Hinterkörper, sowie die Größe der Haftklammern und Saugscheiben verzichtet. Die arttypische Form des posterioren Körperabschnittes und der Haftklammerbestandteile sind gegeben und konnten bei der Artbestimmung als Hilfskriterium verwendet werden. Als weiteres Hilfsmittel wurden die Färbung und die Intensität der Vitellarien, sowie die Form der Körper der Parasiten berücksichtigt. All diese Merkmale variieren bei unpräparierten und noch stärker bei präparierten Parasitenindividuen jedoch stark, wodurch überwiegend die Larvalhakenlänge zur Diagnose genutzt wird. Die hier gemessenen Larvalhaken (n=6) weisen eine Länge zwischen 29-33 µm mit einem Mittelwert von 30 µm auf. Der Larvalhakenstiel ist durchschnittlich 65 µm lang (n=7; 57-81 µm). Die Vermessungen weisen eindeutig auf die Art *D. paradoxum* hin.

Darstellung: Reichenbach-Klinke 1961 (S. 546, 549), Fototafel 24

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Abramis brama*, *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *D. paradoxum* für *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *D. paradoxum* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die Art *D. paradoxum* hat sich als eine Sammelart erwiesen und wurde von mehreren Autoren anhand zahlreicher abweichender Merkmale auf diverse Arten aufgeteilt. Die Doppeltierchen der Gattung *Diplozoon* parasitieren überwiegend bei Cypriniden und gehören europaweit zu den weitverbreitetsten Süßwasserparasiten. Die Dauerkopula wird ursächlich nicht nur zur Samenübertragung gebildet, auf diese Weise wird ein sicheres Anheften am Wirt erreicht. Das Doppeltier verbleibt zeitlebens (etwa fünf Jahre) in diesem Zustand auf dem Wirt.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1961, Gläser & Gläser 1964, Gusev 1985, Khotenovsky 1985, Matejusova et al. 2002, Mehlhorn & Piekarski 2002, Matejusova et al. 2004, Rapp 2010

Ordnung: Mazocraeidea Bychowsky, 1957

Familie: Diplozoidae Palombi, 1949

Art: *Paradiplozoon alburni* Khotenovsky, 1982

Wirt: *Alburnus alburnus*

Befall: P [%]=22,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Doppeltiere der Art *Paradiplozoon alburni* gehören mit einer durchschnittlichen Gesamtlänge von 2,6 mm (1,4-3,6 mm) zu den kleinen Vertretern dieser Gattung. Die Gesamtform des Monogenea erscheint gedrunen, und der Pharynx ist länger als die beiden anterioren Saugnäpfe. Der hintere Abschnitt weist eine gleichmäßig zunehmende Verbreiterung zum Opisthaptor auf. Der vordere Teil des hinteren Parasitenabschnittes bildet leichte Falten. Zu den charakteristischen Merkmalen innerhalb der Haftklammer zählt das fast viereckige (anstatt trapezförmige) Ergänzungsstück des anterioren Teils der Mittelplatte. Die Randleisten, welche die Mittelplatte mit den vorderen Bügeln verbinden, sind bei *P. alburni* auffällig kurz. Das hintere Ergänzungsstück verjüngt sich distal. Laut Khotenovsky (1985) sind die Larvalhaken 20-22 µm und der Stiel 40-45 µm lang.

Diagnose in dieser Arbeit: Sowohl die geringe Körperlänge (n=5; Ø 1,6 mm) von *P. alburni*, seine charakteristische Körperform als auch die spezifische Morphologie der einzelnen Haftklammerelemente konnten bei den vorliegenden Arten bestätigt werden. Mithilfe der Vermessungen der Larvalhaken (n=3; 19-24 µm; Ø 21 µm) und des Larvalhakenstiels (42-48 µm; Ø 44 µm) konnte dieser Monogenea eindeutig der Art *P. alburni* zugewiesen werden.

Darstellung: Khotenovsky 1985 (S. 199), Fototafel 25

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Alburnus alburnus*, *Rutilus rutilus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. alburni* für *A. alburnus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. alburni* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die europäische Diplozoid-Fauna beinhaltet aktuell 18 Arten, welche zur Unterklasse Diplozoinea gehören. Anhand des posterioren Körperabschnittes wurde die Unterklasse in fünf Gattungen unterteilt. Insbesondere die Artbestimmung innerhalb der Gattung *Paradiplozoon* erweist sich als schwierig und kann nur mithilfe der Vermessung der Mittelhaken sowie der Formbestimmung spezifischer Haftklammerelemente erfolgen.

Literatur: Gläser & Gläser 1964, Gusev 1985, Khotenovsky 1985, Matejusova et al. 2002, Matejusova et al. 2004

Ordnung: Mazocraeidea Bychowsky, 1957

Familie: Diplozoidae Palombi, 1949

Art: *Paradiplozoon bliccae* (Reichenbach-Klinke, 1961)

Synonym: *Diplozoon bliccae*, *D. guessevi*, *D. markevitchi*

Wirt: *Blicca bjoerkna*

Befall: P [%]=22,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die mittelgroße Art *Paradiplozoon bliccae* zeichnet sich durch die miteinander verwachsenen anterioren Randleisten der Haftklammer aus. Diese verbinden das abgerundete, anteriore Ende der Mittelspange mit den vorderen Bügeln. Das oft markante Ergänzungsstück, welches bei anderen Arten eine Trapezform bis Fisch-Flossen-Form annehmen kann, fehlt. Die zusätzliche dünne Randleiste hat in der Mitte eine Einkerbung und bildet mit den beiden verwachsenen Randleisten eine T-Form. Die Haftklammern II-IV stimmen im Bau überein und unterscheiden sich in der Größe nur wenig voneinander. Die in der Ontogenese zuerst gebildete Haftklammer I hat diese Merkmale nicht, ihre Randleisten sind getrennt. Laut Khotenovsky (1985) sind die Larvalhaken 20-25 µm lang, während der Stiel 50-59 µm misst.

Diagnose in dieser Arbeit: Die hier gemessenen Larvalhaken sind 21-25 µm lang (n=9; Ø 22 µm). Die Form und die Faltenbildung des hinteren Körperabschnittes der vorliegenden Art ähnelt *P. homoion*. Auch die Larvalhakenlängen der beiden Arten liegen nah beieinander. Zur Artbestimmung wurde daher neben dem deutlich längeren Larvalhakenstiel (n=9; 49-60 µm; Ø 54 µm) der Art *P. bliccae* (Khotenovsky 1985: *P. bliccae* 50-59 µm, *P. homoion* 38-40 µm) die spezifische Form der Mittelplatte der Haftklammern genutzt. Die hier nachgewiesene T-förmige Verwachsung der Randleisten mit den vorderen Bügeln ließ dieses Doppeltier eindeutig der Art *P. bliccae* zuordnen.

Darstellung: Matejusova et al. 2004, Khotenovsky 1985 (S. 176-178), Fototafel 26

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Blicca bjoerkna*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. bliccae* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Obwohl *P. bliccae* am häufigsten auf der Güster parasitiert und auch dem lateinischen Namen nach auf diese spezialisiert zu sein scheint, wird diese Art auch auf *S. erythrophthalmus* gefunden. Bei vorliegenden Exemplaren handelt es sich vor allem um noch junge Doppeltiere, da die Gesamtkörpergrößen

(n=9; 1,4-2,7 mm; Ø 2,1 mm) sich im unteren Längenbereich (Khotenovsky 1985: 1,7-5,9 mm) bewegen. Zudem ist der Vorderkörper besonders schmal und kaum mit Vitellarien gefüllt.

Literatur: Gläser & Gläser 1964, Gusev 1985, Khotenovsky 1985, Matejusova et al. 2002, Matejusova et al. 2004

Ordnung: Mazocraeidea Bychowsky, 1957

Familie: Diplozoidae Palombi, 1949

Art: *Paradiplozoon homoion* Bychowsky & Nagibina, 1959

Synonym: *Diplozoon paradoxum*

Wirt: *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=5,7-45,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Hohen Sprenger See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Eines der wichtigsten Merkmale der Gattung *Paradiplozoon* ist die Morphologie des hinteren Körperabschnittes. Im Vergleich zu *D. paradoxum* fehlt die Verbreiterung des mittleren Abschnittes. Die Faltenbildung findet bei *P. homoion* durchgehend bis zum Opisthaptor statt. Innerhalb der Haftklammer zählt das Ergänzungsstück mit der charakteristischen Fisch-Flossen-Form zu besonderen Bestimmungsmerkmalen. Das Ergänzungsstück wird als schmal bezeichnet, da es niemals breiter als die anteriore Mittelplatte wird. Die ebenfalls schmalen Randleisten sind besonders fragil und länger als das Ergänzungsstück. Khotenovsky (1985) legte für die Art *P. homoion*, auch wenn er zu der Zeit noch von *P. homoion* und seinen beiden Unterarten *P. homoion homoion* und von *P. homoion gracile* ausging, folgende Längen fest: Larvalhakenlänge 18-22 µm, Stiellänge 38-47 µm.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Längen der hier gemessenen Larvalhaken (n=21; 18-23 µm; Ø 21 µm) und ihrer Stiele (n=21; 38-49 µm; Ø 43 µm) stimmten mit den Angaben aus der Literatur überein. Somit konnten anhand der Messwerte und der charakteristischen Merkmale innerhalb der Haftklammer die Doppeltiere von drei beprobten Standorten der Art *P. homoion* zugeordnet werden. Die oben beschriebene markante Form des posterioren Körperteils, die Gesamtkörperlänge und der Vitellarienanteil variierten stark zwischen den Individuen und führten zu verschiedenen Erscheinungsbildern des Parasiten. Ist der Larvalhaken detektiert und die Form der Haftklammerelemente bestimmt, kann die Artbestimmung unabhängig vom Zustand des Diplozoonkörpers erfolgen.

Darstellung: Reichenbach-Klinke 1961 (S. 546, 549), Matejusova et al. 2002, Fototafel 25

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *Rutilus rutilus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. homoion* für *B. bjoerkna* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. homoion* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Der Taxonomie-Status von *P. homoion* änderte sich innerhalb der letzten Jahrzehnte mehrmals. Khotenovsky (1985) überarbeitete intensiv die Unterordnung Octomacrinea, doch aufgrund der Sprachbarriere (Original nur auf Russisch) wurde die neue Taxonomie erst langsam akzeptiert. Anhand genetischer Analysen konnten Arten wie *D. gracile*, *D. scardinii* und die Unterarten *P. homoion homoion* und *P. homoion gracile* zur

Art *P. homoion* transferiert werden. Matejusova et al. (2002) sprechen von einem *P. homoion*-Komplex, für welchen bis zu 15 Wirtsarten nachgewiesen werden konnten. Zwar variieren die Länge und Breite der III Haftklammer je nach Fischart und Fischgröße, die Larvalhakenlänge bleibt aber bei allen Wirten stabil.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1961, Gläser & Gläser 1964, Gusev 1985, Khotenovsky 1985, Matejusova et al. 2002, Matejusova et al. 2004

III-6 Stamm: Cestoda Rudolphi, 1808

Ordnung: Bothriocephalidea Kuchta, Scholz, Brabec & Bray, 2008

Familie: Bothriocephalidae Blanchard, 1849

Art: *Bothriocephalus claviceps* (Goeze, 1782)

Synonym: *Taenia claviceps*

Wirt: *Anguilla anguilla*

Befall: P [%]=21,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Charakteristisch für den langgestreckten Scolex von *Bothriocephalus claviceps* sind die zwei dorso-ventral sitzenden, gut ausgebildeten Gruben (Bothrien). Ebenfalls am Scolex befindet sich eine apikal liegende flache Scheibe, welche sich durch eine leichte Riffelung an den Rändern abgrenzt. Die Bothrien sind überwiegend flach, haben glatte Ränder und erstrecken sich bis zur apikalen Riffelung, wo sie ihren tiefsten Punkt erreichen. Die zum Teil pseudosegmentierte Strobila kann Längen zwischen 100-540 mm erreichen und besteht aus Proglottiden, welche immer breiter als lang sind. Während die Anordnung der Hoden (50-70 Stück/Proglottid) innerhalb der Strobila medullär ist, konzentrieren sich die ovalen Vitellarfollikel eher lateral im Rindenparenchym. Der ellipsenförmige Cirrussack liegt hinter dem Uterus, vor dem Ovar. Das zweilappige (bilobäre) Ovar ist median und transversal langgestreckt und liegt in jedem Segment posterior. Der tubuläre Uterus verläuft um den Cirrussack und endet im Uterussack, welcher im hohen Reifegrad die Proglottiden stark ausfüllen kann. Die ovalen und gedeckelten Eier haben eine Größe von 0,056-0,063×0,036-0,040 mm.

Diagnose in dieser Arbeit: Der Cestoda *B. claviceps* ist ein charakteristischer Darmparasit von *A. anguilla* und konnte anhand der markanten Bothrien am Scolex sowie der genannten morphologischen Merkmale eindeutig der Art *B. claviceps* zugeordnet werden.

Darstellung: Scholz 1989a (S. 28), Fototafel 27

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoda der Gattungen *Macrocyclus* (*Macrocyclus albidus* (Jurine, 1820)), *Eucyclops* und *Acanthocyclops*. PW: *Perca fluviatilis*. EW: *Anguilla anguilla* und *A. rostrata*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *B. claviceps* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Bauer 1987, Scholz 1989a, Khalil et al. 1994, Hoffmann 1999

Ordnung: Caryophyllidea van Beneden in Carus, 1863

Familie: Caryophyllaeidae Leuckart, 1878

Art: *Caryophyllaeus laticeps* (Pallas, 1781)

Synonym: *Taenia laticeps*

Wirt: *Abramis brama*

Befall: P [%]=8,5

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Körper dieses Cestoden ist bandförmig, langgestreckt und im Vergleich zu den Echten Cestoden nicht in Proglottiden unterteilt. Diese als monozoische Cestoden bezeichneten Bandwürmer besitzen demnach einen einfachen Satz an männlichen und weiblichen Reproduktionsorganen, welche im posterioren Teil des Körpers angeordnet sind. Der Körper kann Längen bis zu 40,0 mm und Breiten zwischen 1,0-2,5 mm erreichen. Dem markanten, fächerförmig ausgebreiteten Scolex folgt die Nackenregion. Die Vitellarfollikel sowie die ovalen Testes liegen lateral und median im Parenchym. Die Testes beginnen deutlich hinter den Vitellarfollikeln, weiter posterior mit 4,80-8,10 mm Abstand zum Scolex. Der tubuläre Uterus weist zahlreiche Windungen auf und liegt posterior des ovalen Cirrussackes. Das Ovar hat eine charakteristische H-Form und besteht aus zwei Lappen, wobei der posteriore Teil des Lappens meist kürzer ist als der anteriore Teil.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen, z. B. des Ovars, konnte dieser Bandwurm eindeutig der Art *C. laticeps* zugeordnet werden. Zudem gehören die Bleie zu den charakteristischen Endwirten für diese Parasitenart.

Tab. III-6.1: Morphometrische Daten von *Caryophyllaeus laticeps* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Scholz (1989a)
Körper	L	2	14,04-15,73 (14,88)	20,0-35,0
	B	2	1,05-1,19 (1,12)	1,0-2,2
Scolex	L	2	0,83-0,97 (0,9)	0,8-2,7
	B	2	1,36-2,04 (1,7)	0,80-2,90
Cirrusebeutel	L	1	0,51	0,56-1,19
	B	1	0,36	0,53-1,01
Ovar	L	1	0,63	1,02-2,60
	B	1	0,16	0,80-1,80
Testes	L	10	0,05	0,19-0,46
	B	10	0,04	0,10-0,30

Darstellung: Scholz 1989a (S. 8), Fototafel 27

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Oligochaeten z. B. der Gattung *Tubifex* (*Tubifex tubifex* (Müller, 1774)). EW: *Abramis brama*, *Barbus barbus* L., *Blicca bjoerkna* und *Rutilus rutilus*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *C. laticeps* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Der Nelkenbandwurm *Caryophyllaeus laticeps* parasitiert im Darm der meisten Cypriniden, hauptsächlich aber im Darm von *A. brama*.

Literatur: Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Scholz 1989a, Hoffmann 1999

Ordnung: Caryophyllidea van Beneden in Carus, 1863

Familie: Lytocestidae Hunter, 1927

Art: *Khawia baltica* Szidat, 1942

Wirt: *Tinca tinca*

Befall: P [%]=5,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Adulte *Khawia baltica* leben im Darm ihrer Endwirte und können 23-55 mm lang und 0,9-2,6 mm breit werden. Der nelkenartige Scolex ist fächerförmig ausgebreitet, weist aber keine Sauggruben, Saugnäpfe oder Haken auf. Auch die Nackenregion ist nicht hervorgehoben. Wie auch *C. laticeps* gehört *K. baltica* zu den monozoischen Cestoden und hat einen langgestreckten und unsegmentierten Körper mit nur einem Satz an männlichen und weiblichen Geschlechtsorganen. Die runden Vitellarfollikel beginnen nach ca. 3 mm Abstand hinter dem Scolex und reichen bis zu den Geschlechtsorganen. Die ovalen Testes hingegen liegen posterior im Bereich des Uterus und des Cirrussackes, weit vom anterioren Ende entfernt. Während der Cirrussack vergleichsweise klein ist, weist auch hier das bilobäre Ovar eine charakteristische H-Form auf. Die gedeckelten Eier haben eine Größe von 0,059-0,073×0,040-0,046 mm und werden durch einen Porus in den Fischdarm und damit ins Wasser entlassen.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen Merkmalen, **genetischer Analyse** sowie der charakteristischen Endwirtart konnte dieser Bandwurm eindeutig der Art *K. baltica* zugeordnet werden. Die Differentialdiagnose von Nelkenbandwürmern, welche die sogenannte Caryophyllaeose oder Khawiose bei Fischen verursachen, ist anhand mehrerer Merkmale möglich. Die morphologisch ähnliche Art *C. laticeps* unterscheidet sich unter anderem durch ihre insgesamt kleinere Größe (17-40 mm lang) und die vorhandene Nackenregion. Der stark pathogene Cestoda *K. sinensis* hingegen ist deutlich größer (40-170 mm lang, 2,5-5,0 mm breit) als *K. baltica* und besitzt nur wenige Vitellarfollikel im Bereich des Uterus. Obwohl allen Nelkenbandwürmern die H-Form des Ovars gemein ist, ist die Länge und Breite der Ovarlappen unterschiedlich. Bei *C. laticeps* ist das Ovar im Vergleich zu *K. sinensis* deutlich kleiner. Zudem werden bei *K. sinensis* die hinteren Enden des Ovarlappens teilweise durch Vitellarfollikel bedeckt. Ebenfalls ist es möglich, die Nelkenbandwürmer anhand ihrer Eigröße zu unterscheiden, denn diese variiert deutlich von Art zu Art. Auch wenn im Allgemeinen die Nelkenbandwürmer bei Cypriniden parasitieren, präferieren die Parasiten bestimmte Fischarten. Während die *Caryophyllaeus*-Arten eher bei Bleien und *K. sinensis* bei Karpfen nachgewiesen werden, zählen die Schleien bei *K. baltica* zu den häufig befallenen Fischarten.

Darstellung: Scholz 1989a (S. 11), Fototafel 27

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Tubificiden. EW: überwiegend bei *T. tinca* aber auch *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Barbus barbus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Neuer Gebietsnachweis (D/DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *K. baltica* in Deutschland. Demnach neuer Gebietsnachweis von *K. baltica* für *T. tinca* in Deutschland sowie neuer Gebietsnachweis von *K. baltica* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Der Befall der Fische findet meist im Februar/März durch den Verzehr von Anneliden der Gattung *Tubifex* statt, in welchen die Parasitenlarven bis zu zwei Jahren leben können. Im Frühjahr beginnt im Fischdarm die Eiproduktion und im Sommer die Eiablage. Im Herbst dagegen sind bereits kaum noch Nelkenbandwürmer im Fischdarm zu finden. Während die *Caryophyllaeus*-Arten allmählich absterben, verbleiben *Khawia* spp. auch über den Winter im Darm.

Literatur: Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Scholz 1989a, Hoffmann 1999

Ordnung: Cyclophyllidea van Beneden in Braun, 1900)

Familie: Gryporhynchidae Spassky & Spasskaya, 1973

Art: *Paradilepis scolecina* (Rudolphi, 1819)

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=20,5-91,4

Stadium im Wirt: Larval (Plerocercoid)

Sitz im Wirt: Darm (außen), Gallenblase, Kiemen, Leber, Mesenterien, Niere

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Hohen Sprenger See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Plerocercoid von *Paradilepis scolecina* liegt encystiert im Wirtsgewebe vor. Die ovale Larve ist von einer zweischichtigen Cyste mit dünnen, transparenten Wänden umgeben. Die Maße der Cysten liegen bei einer maximalen Länge von 1,2 mm und einer Breite bis zu 0,8 mm. Die innere Cyste ist mit dunklem, feinkörnigem Granula gefüllt. Der Körper der Larve ist oval und beinhaltet kalkhaltige Körperchen. Der Scolex von *P. scolecina* ist eingestülpt und trägt vier ovale Saugnäpfe. Das Rostellum ist oval und weist zehn große und zehn kleine Haken mit einer Länge von 0,106-0,115 mm und 0,075-0,080 mm auf.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte anhand der morphologischen Merkmalen und der Lage des Plerocercoids im Wirt. Die Annahme, dass es sich bei dem isolierten Exemplar um die Art *P. scolecina* handelt, konnte anhand der Morphologie bestätigt werden. Messungen der Hakenlänge sind in diesem Fall nicht notwendig.

Darstellung: Scholz 1989a (S. 43), Fototafel 28

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Copepoda der Art *Eudiaptomus gracilis* (Sars G. O., 1863). 2. ZW: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Cyprinus carpio*, *Esox lucius*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Tinca tinca*. EW: Familie Phalacrocoracidae (*Phalacrocorax carbo*)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. scolecina* für *A. brama* und *A. alburnus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. scolecina* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Scholz 1989a,b

Ordnung: Proteocephalidea Mola, 1928

Familie: Proteocephalidae La Rue, 1911

Art: *Proteocephalus cernuae* (Gmelin, 1790)

Synonym: *Taenia cernuae*

Wirt: *Gymnocephalus cernua*

Befall: P [%]=11,4

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Cestoda *Proteocephalus cernuae* zählt zu den kleinen bis mittelgroßen Bandwürmern und weist bei einer max. Strobilalänge von 50 mm eine max. Breite von 1,1 mm auf. Die Proglottiden sind breiter als lang. Der breite Scolex trägt fünf Saugnäpfe, einen apikalen und vier subapikal liegende, mittelgroße Saugnäpfe. Der Nacken ist nur wenig schmaler als der Scolex. Die 39 bis 70 Testes pro Segment bilden mit teilweisen Lücken zwei Schichten und werden im Durchmesser zwischen 0,02-0,06 mm groß. Der birnenförmige Cirrussack ist besonders kurz (0,13-0,21 mm) und mit einer dicken Wand versehen. Im Durchschnitt repräsentiert dieser bis zu 23% eines reifen Proglottiden. Die tubuläre Vagina hat keine Überlappung mit dem Cirrussack. Im Gegensatz zum *P. percae* besitzt die Vagina von *P. cernuae* keine Ringmuskulatur.

Diagnose in dieser Arbeit: Bandwürmer der Gattung *Proteocephalus* werden laut Scholz & Hanzelova (1998) anhand der Form und Größe des Scolex, der Morphologie des Nackens, der An- oder Abwesenheit des apikalen Saugnapfes sowie dessen Form und Größe bestimmt. Zudem dient die Größe und Position der Saugnäpfe am Scolex sowie ihr prozentuales Verhältnis zueinander als ein weiteres Unterscheidungsmerkmal (Saugnapfgröße zu Scolexbreite). Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen der Saugnäpfe, der Geschlechtsorgane und der Testes konnte dieser Bandwurm eindeutig der Art *P. cernuae* zugeordnet werden. Zudem wurde *P. cernuae* aus seinem charakteristischen Endwirt (*G. cernua*) isoliert.

Darstellung: Scholz & Hanzelova 1998 (S. 18, 19, 24), Fototafel 29

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: diverse Copepoden. EW: *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. cernuae* für *G. cernua* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. cernuae* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Scholz & Hanzelova 1998, Scholz et al. 1998

Tab. III-6.2: Morphometrische Daten von *Proteocephalus cernuae* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Sc: Scolex, Ø Durchmesser

Bereich	L/B/ScB/Ø	n	Eigene Messungen	Scholz & Hanzelova (1998)
Scolex (Sc)	ScB	3	0,30-0,38 (0,35)	0,28-0,36 (0,34)
Saugnäpfe	Ø	12	0,09-0,14 (0,12)	0,07-0,11 (0,09)
Verhältnis (%)	Ø/ScB	3	26-38 (33)	21-31 (25)
Nacken	B	3	0,33-0,38 (0,35)	0,30-0,36 (0,33)
Proglottid (mature)	L	4	0,39-0,68 (0,52)	0,31-1,01
	B	4	0,59-1,14 (0,77)	0,61-0,96
Proglottid (gravid)	L	4	0,91-1,23 (1,06)	0,58-1,35
	B	4	1,05-1,12 (1,11)	0,60-1,10
Eier	Ø	4	0,032-0,038 (0,034)	0,019-0,024

Ordnung: Proteocephalidea Mola, 1928

Familie: Proteocephalidae La Rue, 1911

Art: *Proteocephalus macrocephalus* (Creplin, 1825)

Synonym: *Taenia macrocephala*

Wirt: *Anguilla anguilla*

Befall: P [%]=43,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Charakteristisch für *Proteocephalus macrocephalus*, wie auch für andere Vertreter dieser Gattung, sind die vier am halbrunden Scolex lateral liegenden Saugnäpfe. Der apikale Saugnäpf ist gut entwickelt und hat eine runde Form. Der Parasit kann Körperlängen bis zu 400 mm bei Breiten von max. 2,53 mm erreichen. Die Nackenregion ist die Wachstumszone für neue Proglottiden und deutlich an der Verjüngung zu erkennen. Die Strobila ist segmentiert, wobei die Segmente immer breiter als lang sind. Während die unreifen Segmente diesem Muster folgen, können sich die Proportionen im Reifeprozess verändern. Die Anzahl der oval geformten Testes in einem Segment kann 77 bis 98 Stück betragen. Der birnenförmige Cirrussack ragt mit seinem proximalen Teil über die Mittellinie der lateral verlaufenden Banden der Vittellarfollikel in das Proglottidinnere hinein. Das Ovar ist bilobär, während der Uterus 6-14 Windungen auf jeder Seite formt. Die runden Eier sind bei ihrer maximalen Reife zwischen 0,041-0,045 mm groß.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen Merkmalen wie den markanten Saugnäpfen, der genetischen Analyse sowie dem für diesen Parasiten charakteristischen Endwirt konnte dieser Bandwurm eindeutig der Art *P. macrocephalus* zugeordnet werden.

Darstellung: Scholz & Hanzelova 1998 (S. 18, 19, 40), Fototafel 28

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepode der Art *Cyclops insignis* Claus, 1857. EW: *Anguilla anguilla*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. macrocephalus* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Bauer 1987, Scholz 1989a, Scholz & Hanzelova 1998, Hoffmann 1999

Ordnung: Proteocephalidea Mola, 1928

Familie: Proteocephalidae La Rue, 1911

Art: *Proteocephalus percae* (Müller, 1780)

Synonym: *Taenia percae*, *T. ocellata*

Wirt: *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Strobilalänge dieses vor allem beim Flussbarsch parasitierenden Bandwurmes kann bis zu 15 cm bei einer Breite von maximal 1,7 mm betragen. Der kleine, charakteristisch verjüngte Scolex ist mit vier kleinen lateral sitzenden Saugnäpfen besetzt, welche 23-40% seiner Gesamtgröße ausmachen. Der rudimentäre apikale Saugnapf ist klein und abgeflacht. Die Strobila erreicht den kleinsten Durchmesser am anterioren Körperende, wobei der Nacken breiter ist als der Scolex. Die Proglottiden sind breiter als lang und beinhalten jeweils 25-98 meist in einer Schicht liegende Testes. Die vaginale Ringmuskulatur ist vorhanden, und das zweilappige Ovar liegt im posterioren Teil des Proglottiden. Die Vitellarfollikel bilden zwei lateral verlaufende Bänder, während der Uterus zu jeder Seite 5-9 Windungen formt.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen der Saugnäpfe und des Scolex sowie dem für diesen Parasiten charakteristischen Endwirt konnte dieser Bandwurm eindeutig der Art *Proteocephalus percae* zugeordnet werden.

Darstellung: Scholz & Hanzelova 1998 (S. 18, 19, 48-50), Fototafel 28

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoden der Art *Cyclops strenuus* Fischer, 1851, *C. vicinus* Ulyanin, 1875, *Eucyclops serrulatus* (Fischer, 1851). EW: *Esox lucius*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Keine neuen Nachweise.

Literatur: Bauer 1987, Scholz 1989a, Scholz & Hanzelova 1998

Ordnung: Proteocephalidea Mola, 1928

Familie: Proteocephalidae La Rue, 1911

Art: *Proteocephalus sagittus* (Grimm, 1872)

Synonym: *Taenia sagitta*, *Proteocephalus pamirensis*

Wirt: *Anguilla anguilla*

Befall: P [%]=31,2

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der kugelförmige Scolex von *Proteocephalus sagittus* ist mit vier subapikal sitzenden Saugnäpfen besetzt. Die Saugnäpfe nehmen 32-50% der Scolexbreite ein, während der

apikale Saugnapf fehlt. Die birnenförmigen Drüsenzellen konzentrieren sich apikal. Der Bandwurm kann eine Körperlänge von 43 mm bei einer Breite von 1,37 mm erreichen. Die Proglottiden sind breiter als lang und beinhalten medullär liegende Genitalorgane. Der terminale Teil der Vagina liegt vor dem Cirrussack. Die Maße des Cirrussackes sind bei der Identifikation entscheidend und liegen bei *P. sagittus* zwischen 0,100-0,172 mm. Hiermit ist der Cirrussack deutlich kleiner als z. B. bei *P. torulosus*. Die Anzahl der Testes pro Segment kann zwischen 41-91 Stück betragen, wobei diese ein- oder zweischichtig angeordnet sein können.

Diagnose in dieser Arbeit: Zu den wichtigsten Unterscheidungsmerkmalen zwischen *P. sagittus* und *P. torulosus* zählen die Scolexmorphologie und die terminalen Genitalorgane. Nach den morphologischen und morphometrischen Merkmalen konnte der vorliegende Bandwurm zudem durch die **genetische Analyse** eindeutig der Art *P. sagittus* zugeordnet werden.

Tab. III-6.3: Morphometrische Daten von *Proteocephalus sagittus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Sc: Scolex, Ø Durchmesser

Bereich	L/B/ScB/Ø	n	Eigene Messungen	Scholz et al. (2003)
Scolex (Sc)	ScB	7	0,18-0,31 (0,24)	0,32-0,67
Saugnäpfe	Ø	15	0,08-0,11 (0,10)	0,12-0,24
Verhältnis (%)	Ø/ScB	7	35-57 (43)	32-50
Nacken	B	6	0,15-0,19 (0,16)	0,20-0,37
Proglottid (mature)	L	4	0,10-0,19 (0,14)	0,26-0,73
	B	4	0,43-0,50 (0,46)	0,47-0,79
Proglottid (gravid)	L	2	0,24-0,27 (0,26)	0,38-0,97
	B	2	0,62-0,67 (0,65)	0,62-1,36

Darstellung: Scholz et al. 2003, Fototafel 29

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: diverse Copepoden. EW: *Barbatula barbatula* und *Cobitis taenia* L.

Neuer Wirtsnachweis/ Gebietsnachweis (D/DF/MV): Neuer Wirtsnachweis von *P. sagittus* für *A. anguilla*.
Neuer Gebietsnachweis von *P. sagittus* in Deutschland. Demnach neuer Gebietsnachweis von *P. sagittus* für *A. anguilla* in Deutschland sowie neuer Gebietsnachweis von *P. sagittus* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Scholz & Hanzelova 1998, Scholz et al. 1998, Scholz et al. 2003, Jakob et al 2009, Scholz et al. 2017

Ordnung: Proteocephalidea Mola, 1928

Familie: Proteocephalidae La Rue, 1911

Art: *Proteocephalus torulosus* (Batsch, 1786)

Synonym: *Taenia torulosa*

Wirt: *Alburnus alburnus*

Befall: P [%]=45,4

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Proteocephalus torulosus* hat einen großen, keulenförmigen Scolex, welcher lateral mit vier Saugnapfen besetzt ist. Anstelle eines apikalen Saugnapfes befinden sich subapikal zwei

Arten von Drüsenzellen, welche artspezifisch angeordnet sind. Längs verlaufende Tegumentfalten am Scolex zählen zu weiteren Unterscheidungsmerkmalen. An die Nackenregion schließt sich bei den vorliegenden *P. torulosus* nur eine kurze Strobila (s. u.). Bei ausgereiften Proglottiden können die Lage sowie die Morphometrie der Geschlechtsorgane zur Bestimmung herangezogen werden. Als Charakteristikum in reifen Proglottiden dient somit z. B. die Überlappung des distalen Teils des Cirrussackes durch die Vagina. Die Länge des Cirrussackes (0,147-0,430 mm) ist bei der Identifizierung besonders wichtig und zählt zu den wenigen Unterschieden zu *P. sagittus*.

Diagnose in dieser Arbeit: Trotz der fehlenden Proglottiden konnte der Bandwurm aufgrund von morphologischen Merkmalen wie den markanten Saugnäpfen und den morphometrischen Messungen am Scolex eindeutig der Art *P. torulosus* zugeordnet werden.

Tab. III-6.4: Morphometrische Daten von *Proteocephalus torulosus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Ø Durchmesser

Bereich	B/Ø	n	Eigene Messungen	Scholz et al. (1998)
Scolex	B	7	0,24-0,44 (0,35)	0,42-0,63 (0,49)
Saugnäpfe	Ø	7	0,10-0,18 (0,12)	0,14-0,21 (0,17)
Verhältnis (%)	Ø/B	7	30-41 (35)	23-41 (34)

Darstellung: Scholz et al. 2003, Fototafel 30

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoden der Arten *Cyclops strenuus*, *Diaptomus castor* (Jurine, 1820), *Eucyclops serrulatus*. EW: *Alburnus alburnus* und andere Cypriniden sowie andere Fische wie *Perca fluviatilis*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. torulosus* für *A. alburnus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. torulosus* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Laut Scholz et al. (1998) ist der Scolex eine relativ stabile Körperstruktur. Seine charakteristische Form sowie die Größe und Sitz der Saugnäpfe werden bereits im Procercoistadium im Zwischenwirt gebildet und bleiben fast unverändert bis der Cestode adult wird. Die Länge der Strobila von *P. torulosus* zeigt, dass die Infektion von *A. alburnus* erst kürzlich stattfand und sich der Parasit in einer präpatenten bzw. **präadulten** Phase (Zeitdauer zwischen der Aufnahme des Parasiten und dem Auftreten von ersten Geschlechtsprodukten) befindet, welche mehrere Monate andauern kann (Scholz 1999). Unterstützend kann hier die Studie von Scholz & Moravec (1994) aufgeführt werden, in welcher die saisonale Infektion von *Barbus barbus* mit *P. torulosus* untersucht wurde. Die Infektion der Barben fand demnach, wie auch im vorliegenden Fall, in den Wintermonaten statt, während das Heranreifen der Proglottiden sich im Frühjahr vollzog.

Literatur: Scholz & Moravec 1994, Scholz & Hanzelova 1998, Scholz et al. 1998, Scholz 1999, Scholz et al. 2003, Zdarska et al. 2004

Ordnung: Pseudophyllidea Carus, 1863

Familie: Diphyllbothriidae Lühe, 1910

Art: *Ligula intestinalis* (Linnaeus, 1958) Gmelin, 1790

Synonym: *Fasciola intestinalis*

Wirt: *Abramis brama*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Larval (Plerocercoid)

Sitz im Wirt: Leibeshöhle

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der Riemenwurm *Ligula intestinalis* kommt als Finnenstadium (Plerocercoid) in der Leibeshöhle von Cypriniden vor und kann eine Länge bis zu 100 cm bei einer Breite von 15 mm erreichen. Das im Rahmen dieser Arbeit erfasste Exemplar ist mit einer Länge von 96 cm bei einer Körperbreite von 1 cm gemessen worden. Der Körper des Parasiten ist muskulös, dorso-ventral abgeflacht und weißlich. Als ein wichtiges Bestimmungsmerkmal dienen die an der Oberfläche dorsal und ventral verlaufende Mittellinie sowie das Fehlen der Segmentierung. Durch die anteriore Pseudosegmentierung (24-40 Pseudosegmente) werden mehrere Falten am runden, von dem Rest der Strobila nicht abgesetzten Scolex gebildet. Rudimentäre Bothrien sind als kleine, oberflächliche Schlitze zu erkennen. Die Verteilung der Genitalprimordien in der Strobila, welche schräge Falten aufweist, ist bei *L. intestinalis* charakteristisch. In jedem Proglottiden liegen ein Paar Reproduktionsorgane, die auch im invasiven Plerocercoid-Stadium schon ausgereift sein können. Die gesamte Strobila ist gleichmäßig mit ovalen Vitellarfollikeln gefüllt, welche bei dem Plerocercoid deutlicher ausgeprägt sind als bei Adulten.

Diagnose in dieser Arbeit: Das vorliegende Exemplar konnte anhand des Sitzes im Wirt, der Größe und oben beschriebener Charakteristika eindeutig der Art *L. intestinalis* zugeordnet werden.

Darstellung: Scholz 1989a (S. 28), Fototafel 30

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Copepoden der Gattungen *Cyclops* und *Diaptomus* (*Diaptomus gracilis*) sowie Arten *Eucyclops serrulatus*, *Acanthocyclops viridis* (Jurine, 1820). 2. ZW: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Blicca bjoerkna*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*. EW: *Podiceps cristatus*, *Larus* spp.

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *L. intestinalis* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Der Riemenwurm verursacht die sogenannte Ligulose und kann bis zu einem Viertel des Gesamtgewichts des Wirtsfisches ausmachen. In Extremfällen kann der Befall zur Atrophie der Gonaden führen. Diese Auswirkung konnte in der vorliegenden Untersuchung belegt werden. Die Gonadengröße von *A. brama* aus dem Malchiner See betrug einen Teil der Normalgröße (Gonadengewicht/Totalgewicht=0,08%). Setzt man das Gonadengewicht bei nicht infizierten Fischen (n=10) zum Totalgewicht ins Verhältnis, nehmen diese durchschnittlich 1% des Gesamtgewichtes ein. Zudem wird die Schwimmweise der Fische gezielt beeinträchtigt. Durch den auftreibenden Leib halten sich die Fische nah der Wasseroberfläche auf und können so gezielter vom Endwirt erfasst werden. In den piscivoren Wasservögeln erreicht *L. intestinalis* aufgrund der erhöhten Körpertemperatur innerhalb von 2 Tagen die Geschlechtsreife und kann bis zu 1 m groß werden. Die adulten Riemenwürmer parasitieren nur wenige Tage im Endwirt, mit dem Ziel, die Eier über Vogelfaeces ins Gewässer zu entlassen.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Scholz 1989a, Khalil et al. 1994, Rapp 2010

Ordnung: Bothriocephalidea Blanchard, 1849

Familie: Triaenophoridae Lönnberg, 1889

Art: *Triaenophorus nodulosus* (Pallas, 1781) Rudolphi, 1793

Synonym: *T. lucii*, *T. procerus*, *Taenia nodulosa*

Wirt: *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=68,5

Stadium im Wirt: Larval (Plerocercoid)

Sitz im Wirt: Leber

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Kennzeichnend für die Plerocercoiden von *Triaenophorus nodulosus* ist der bereits voll ausgebildete Scolex, welcher vier tridentale Haken, jeweils zwei auf der dorsalen und ventralen Seite, besitzt. Neben dem kaum erkennbaren Übergang zwischen Scolex und Strobila ist auch die Segmentierung nur partiell ausgebildet. Das larvale Stadium kann Längen zwischen 250-380 mm bei einer gleichmäßigen Breite von 2-6 mm erreichen. Mit einem Cystendurchmesser von 1 mm liegt der Parasit meist eingekapselt in der Leber, wobei auch andere Organe befallen werden können. Die so hervorgerufene Larven-Triaenophorose schädigt die Leber und kann zum Tod von Jungfischen führen.

Diagnose in dieser Arbeit: Die verwandte Art *T. crassus* kann mithilfe der wesentlich größeren Basalplatte sowie längeren Haken von *T. nodulosus* differenziert werden. Zudem wird bei *T. crassus* der Scolex durch eine muskulöse Wulst deutlich von der Strobila abgetrennt. Das hier vorgefundene Plerocercoid-Stadium gilt für die Fische als ein besonders pathogenes Stadium. *Triaenophorus nodulosus* ist ein charakteristischer Parasit der Flussbarsche. Aufgrund der charakteristischen Haken am Scolex, weiterer morphologischer Merkmale sowie genetischer Analysen konnte dieser Bandwurm eindeutig der Art *T. nodulosus* zugeordnet werden.

Darstellung: Scholz 1989a (S. 19), Fototafel 30

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: *Cyclops strenuus* und *Paracyclops fimbriatus* (Fischer, 1853), Gattungen wie *Cyclops*, *Diaptomus*, *Eucyclops*, *Mesocyclops*, *Microcyclops*, *Paracyclops*. 2. ZW: Familien wie Salmonidae, Thymallidae, Osmeridae, Gattungen wie *Anguilla*, *Esox*, *Nemachilus*, *Silurus*, und Arten wie *Perca fluviatilis*, *Phoxinus phoxinus*. EW: Familien wie Percidae, Salmonidae, Arten wie *Anguilla anguilla* und *Esox lucius*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Keine neuen Nachweise.

Besonderheit: Im adulten Stadium parasitieren diese Cestoda im Darm ihrer Endwirte, der Hechte (*E. lucius*) und werden daher auch Hechtbandwurm genannt. Entgegen dieser Regel können allerdings auch Plerocercoiden der gleichen Parasitenart in der Leber der Hechte nachgewiesen werden. Dies lässt sich damit erklären, dass obwohl die Raubfische nicht mehr aktiv Plankton aufnehmen, sie sich durch ihre Beutefische mit Plerocercoiden infizieren. Haben die erbeuteten Kleinfische mit Plerocercoiden infiziertes Plankton aufgenommen, dringen die Plerocercoiden durch die Darmwand bis zur Leber des Raubfisches und encystieren sich dort. Somit ist die von manchen Autoren angenommene Wanderung der langen Plerocercoiden aus dem Darm in die Organe unwahrscheinlich. Ein starker Befall der Barsche und Forellen in Aquakulturanlagen kann die sogenannte

Triaenophorose hervorrufen, wobei es entweder durch Bohrbewegungen der Larven in der Leber zur Hyperämie oder zur Wassersucht kommt. Außerdem können je nach Wirt Entzündungen und Narbenbildungen im Darm der Fische durch adulte Würmer verursacht werden.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Rauzkis 1988, Scholz 1989a, Hoffmann 1999

III-7 Stamm: Nematoda Rudolphi, 1808

Ordnung: Ascaridida Skrjabin & Schulz 1940

Familie: Anisakidae Railliet & Henry, 1915

Art: *Contracaecum microcephalum* (Rudolphi, 1809)

Synonym: *Ascaris spiculigera*, *A. squalii*

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=8,8-88,5

Stadium im Wirt: Larval (L3)

Sitz im Wirt: Mesenterien

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die L3-Larven von *Contracaecum microcephalum* sind bei diversen Cypriniden, Perciden und Clupeiden weltweit verbreitet. Sie haben einen langgestreckten Körper und liegen encystiert in den Mesenterien des Wirtes. Die maximal gemessene Körperlänge von *C. microcephalum* beträgt 7,8 mm bei einer maximalen Körperbreite von 0,24 mm. Die Cuticula weist eine transversal verlaufende Ringelung auf. Die drei Primordiallyppen umschließen die orale Öffnung des Parasiten und befinden sich am anterioren Körperende. Ein larvaler Bohrzahn ist deutlich ausgeprägt und liegt sublateral an der Lippenbasis. Der Exkretionsporus liegt gegenüber dem Bohrzahn und ist bei den meisten Exemplaren gut ausgeprägt. Der muskulöse Oesophagus verläuft zwischen den Primordiallyppen und dem Ventrikel und weist im anterioren Bereich einen Nervenring auf. Der runde Ventrikel bildet die Basis für das anterior gelegene intestinale Caecum und den posterior liegenden Appendix. Das Caecum verläuft parallel zum Oesophagus. Es ist meist halb so lang wie der Oesophagus und endet vor dem Nervenring. Der Appendix ist keulenförmig und oft doppelt so groß wie das Caecum. Der Darm weist eine dunkle Farbe auf und verläuft zwischen dem Ventrikel und dem Rektum. Das posteriore Ende von *C. microcephalum* ist konisch und grob abgerundet.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte mithilfe der charakteristischen Vorderdarmstrukturen. Laut Moravec (1994) wurden neben *C. microcephalum* drei weitere Arten der Gattung *Contracaecum* (*C. micropapillatum*, *C. ovale*, *C. rudolphii*) in europäischen Cypriniden konstatiert. Anhand von morphometrischen Daten konnten die hier detektierten L3-Larven eindeutig der Art *C. microcephalum* zugewiesen werden.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 392), Fototafeln 31, 41

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: Copepoden der Gattungen *Cyclops* und *Macrocylops*. 2. ZW: z. B. *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Vimba vimba* L.. EW: piscivore Vögel der Gattungen *Ardea*, *Nycticorax*, *Pelecanus* und *Ciconia*

Tab. III-7.1: Morphometrische Daten von *Contracaecum microcephalum* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen)

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Moravec (1994)
Körper	L	10	3,6-5,8 (4,6)	3,6-7,8
	B	10	0,12-0,22 (0,16)	0,15-0,24
Oesophagus	L	10	0,31-0,61 (0,45)	0,40-0,48
Caecum	L	10	0,15-0,41 (0,28)	0,21-0,27
Appendix	L	10	0,30-0,54 (0,42)	0,42-0,50

Neuer Gebietsnachweis (D/DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *C. microcephalum* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *C. microcephalum* für *A. brama*, *A. alburnus* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *C. microcephalum* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Ein *C. microcephalum* wurde kaum encystiert in der Leber des Ukeleis detektiert. Dieses Exemplar stimmte in seiner Morphometrie vollständig mit anderen *C. microcephalum* überein. Das Besondere an diesem Fund ist neben dem abweichenden Befallsorgan das auffällig veränderte anteriore Ende des Nematoden. Bei den gut sichtbaren kleinen Erhebungen handelt es sich nicht um artspezifische Kopfpapillen oder einen Präparationsfehler, sondern wahrscheinlich um einen Befall des Nematoden mit Bakterien, Viren oder Pilzen.

Literatur: Bauer 1987, Moravec 1994

Ordnung: Ascaridida Skrjabin & Schulz 1940

Familie: Anisakidae Railliet & Henry, 1915

Art: *Contracaecum micropapillatum* (Stossich, 1890)

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Carassius gibelio*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=8,5-28,5

Stadium im Wirt: Larval (L3)

Sitz im Wirt: Darmaußenwand, Mesenterien

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Hohen Sprenger See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die L3-Larven von *Contracaecum micropapillatum* erreichen Körperlängen zwischen 0,43 und 6,00 mm bei einer Körperbreite von 0,01-0,04 mm. Auch diese Larven liegen encystiert in den Mesenterien oder auf der Darmaußenwand des Wirtes und weisen morphologisch die gleichen Eigenschaften wie *C. microcephalum* auf. Die maßgeblichen Unterschiede zwischen den beiden *Contracaecum*-Arten liegen in der Körpergröße und den bereits bei *C. microcephalum* genannten Verhältnissen von Appendix, Caecum und Oesophagus zueinander. Bei *C. micropapillatum* wird das Verhältnis von Appendix und Oesophagus (1:1,0-1,3) zur Artbestimmung genutzt.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte zum einen mithilfe von morphologischen Eigenschaften wie den charakteristischen Vorderdarmstrukturen. Zum anderen stimmten die hier gemessenen Werte mit den Angaben aus der Literatur überein. Darüber hinaus konnte in den isolierten Exemplaren das charakteristische Verhältnis von Appendix zu Oesophagus bestätigt werden (0,39:0,40). Somit konnten anhand

der genannten Charakteristika die hier detektierten L3-Larven eindeutig der Art *C. micropapillatum* zugewiesen werden.

Tab. III-7.2: Morphometrische Daten von *Contracaecum micropapillatum* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen). *Daten stammen von experimentell gezüchteten Larven

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Moravec (1994)*
Körper	L	3	1,7-2,5 (2,2)	0,43-6,00
	B	3	0,05-0,08 (0,06)	0,01-0,04
Oesophagus	L	3	0,29-0,54 (0,40)	0,11-0,60
Caecum	L	3	0,15-0,19 (0,16)	0,01-0,50
Appendix	L	3	0,35-0,44 (0,39)	0,08-0,57

Darstellung: Moravec 1994 (S. 392), Fototafel 31

Lebenszyklus: Heteroxen. L2 freilebend. ZW: L3 in Copepoden der Gattung *Acanthocyclops*, *Cyclops*, *Macrocyclus* usw. PW: in Ordnung Odonata (Libellen), in Gattung *Rana* (Frösche) und diversen Fischarten. EW: piscivore Vögel der Gattung *Pelecanus*, seltener der Gattungen *Ardea*, *Egretta*, *Podiceps* und *Phalacrocorax*

Neuer Gebietsnachweis (D/DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *C. micropapillatum* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *C. micropapillatum* für *A. brama*, *A. alburnus*, *C. gibelio* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *C. micropapillatum* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Bauer 1987, Moravec 1994

Ordnung: Ascaridida Skrjabin & Schulz 1940

Familie: Anisakidae Railliet & Henry, 1915

Art: *Contracaecum* sp.

Wirt: *Tinca tinca*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Larval (L3)

Sitz im Wirt: Mesenterien

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der farblose Fadenwurm *Contracaecum* sp. liegt hier nicht vollständig vor. Das Vorderende fehlt, demzufolge kann hier nur die Körperbreite von 0,102 mm detektiert werden. Das konische und grob abgerundete Hinterende mit den charakteristischen Rektaldrüsen und dem lateral liegenden Anus deuten auf die Gattung *Contracaecum* hin.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund der gemessenen Körperbreite kann es sich bei dem hier vorliegenden Exemplar um *C. microcephalum* handeln. Diese Art ist im Rahmen dieser Arbeit im Untersuchungsgewässer Malchiner See bereits in vier Fischarten (*A. brama*, *A. alburnus*, *R. rutilus*, *S. erythrophthalmus*) nachgewiesen worden. Andererseits kann der betreffende Nematode auch der Art *C. rudolphii* zugewiesen werden. Seine charakteristische Körperbreite im fortgeschrittenen L3-Stadium beträgt laut Literatur 0,9-2,1 mm. Zudem wurde *C. rudolphii* im Gegensatz zu *C. microcephalum* in *T. tinca* bereits nachgewiesen. Leider lässt das fehlende anteriore Nematodenende keine genauere Artbestimmung zu. ***Contracaecum* sp. wird nicht als eine neue Art**

gezählt, da hier nicht ausgeschlossen werden kann, dass es sich um eine bereits hier beschriebene Art handelt. Wird ausschließlich die Anzahl der Parasitenarten von *T. tinca* bestimmt, zählt *Contracaecum* sp. als eine Parasitenart, da in dieser Fischart kein weiterer Vertreter der Gattung *Contracaecum* bis zum Artniveau identifiziert wurde.

Lebenszyklus: Heteroxen

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *Contracaecum* sp. für *T. tinca* in Deutschland.

Literatur: Moravec 1994

Ordnung: Ascaridida Skrjabin & Schulz 1940

Familie: Anisakidae Railliet & Henry, 1912

Art: *Raphidascaris acus* (Bloch, 1799)

Wirt: *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=22,8

Stadium im Wirt: Larval (L3)

Sitz im Wirt: Darmaußenwand, Leber, Mesenterien

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die hier detektierten weißlichen *Raphidascaris acus* Larven zählen zu den fortgeschrittenen L3-Larven. Die Nematoden weisen in diesem Stadium eine dichte transversale Ringelung, insbesondere im ersten und im letzten Körperdrittel auf. Das anteriore Ende ist abgerundet und trägt drei Primordiallippen sowie einen Larvalzahn. An den Lippen befinden sich vier labiale Papillen. Bilateral verlaufen entlang des gesamten Körpers zwei Alae (Flügel), welche sich zervikal (Halsregion) besonders ausdehnen. Der anterior verbreiterte Oesophagus wird in seinem zweiten Drittel von einem Nervenring umschlossen und endet im leicht ovalen Ventrikel. Von diesem zweigt sich der entlang des Darms verlaufende Appendix ab. In der Körpermitte liegt das Genitalprimordium, während der Exkretionsporus zwischen dem Nervenring und dem Ventrikel lokalisiert ist. Das posteriore Ende ist konisch und das kurze Rektum wird von drei einzelligen Rektaldrüsen umgeben.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte anhand von morphologischen und morphometrischen Charakteristika. Die markanten Alae, die Primordiallippen sowie die mit der Literatur übereinstimmenden Messwerte ließen diesen Nematoden eindeutig dem dritten Larvenstadium der Art *R. acus* zuordnen.

Tab. III-7.3: Morphometrische Daten von *Raphidascaris acus* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm, als Bereich sowie als Mittelwert. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen (durchgeführt bei unterschiedlichen Individuen), Ø Durchmesser

Bereich	L/B/Ø	n	Eigene Messungen	Moravec (1994)
Körper	L	7	1,41-2,92 (2,06)	0,81-5,45
	B	8	0,041-0,081 (0,061)	0,045-0,136
Oesophagus	L	4	0,264-0,326 (0,288)	0,144-0,788
Ventrikel	Ø	1	0,035	0,018-0,063
Nervenring	L	4	0,100-0,161 (0,122)	0,087-0,315
Appendix	L	1	0,262	0,159-0,625
Hinterende	L	7	0,062-0,137 (0,089)	0,042-0,176

Darstellung: Moravec 1994 (S. 135), Fototafel 31

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: L2-Larve in Gammariden wie *Gammarus fossarum* Koch, 1835. 2. ZW: L3-Larve meist in Cypriniden, auch in Salmoniden, Perciden usw. EW: piscivore Fische wie *Anguilla anguilla*, *Esox lucius*, *Perca fluviatilis* und *Salmo trutta*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *R. acus* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Moravec 1994, Moravec 2004a

Ordnung: Enoplida Filipjev, 1929

Familie: Capillariidae Railliet, 1915

Art: *Pseudocapillaria tomentosa* (Dujardin, 1843)

Wirt: *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Leibeshöhle

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: In der vorliegenden Arbeit konnte ein männliches Exemplar der Art *Pseudocapillaria tomentosa* konstatiert werden. Dieser Fadenwurm hebt sich durch ein Stichosom von den anderen Nematoden-Ordnungen ab. Dabei handelt es sich um 35-40 Drüsenzellen langreihig angeordnet (Stichozyten), welche den posterioren Teil des Oesophagus umschließen. Die Stichozyten haben einen großen Nukleus und alternieren innerhalb der Reihe in dunklerer bzw. hellerer Färbung. Entlang des gesamten Nematodenkörpers verlaufen lateral zwei 0,024 mm breite Bänder (bacillary bands), welche im hier vorliegenden Exemplar schwer zu erkennen sind. Das anteriore Ende von *P. tomentosa* trägt zwei kleine Mundpapillen und ist insgesamt schmaler als der Körper. Der komplette Oesophagus nimmt zwischen 59-80% der gesamten Körperlänge ein. Dabei unterteilt er sich in einen muskulären und einen stichosomalen Teil, welcher posterior durch einen Oesophagus-Darm-Übergang an den Darm anschließt. Bei weiblichen *P. tomentosa* befindet sich nach diesem Übergang die Vulva-Region. Der Uterus ist mit charakteristischen, beidseitig gedeckelten Eiern gefüllt. Bei männlichen *P. tomentosa* folgen nach dem Oesophagus-Darm-Übergang die Testes. Das proximale Ende der sklerotisierten Spicula ist deutlich verbreitert. Die beiden Spicula sind von einer Spiculumscheide umgeben, welche je nach Position als gefaltetes Band an der Spiculumspitze hinunterhängt. Am kurzen Hinterende befinden sich zwei runde, ventro-laterale Läppchen mit jeweils einer kleinen Papille.

Diagnose in dieser Arbeit: Das vorliegende Exemplar konnte anhand von morphologischen und morphometrischen Eigenschaften eindeutig der Art *P. tomentosa* zugeordnet werden. Zudem konnte die charakteristische Anzahl von 39 Stichozyten und ein Oesophagus-Körperlängen-Verhältnis von 68% festgestellt werden. Diese Eigenschaften stimmen ebenfalls vollständig mit den Angaben aus der Literatur überein und bestätigen damit die Artbestimmung.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 115), Fototafel 32

Lebenszyklus: Heteroxen. PW: L2-Larve in Oligochaeten wie z. B. *T. tubifex*. Wirt: Cypriniden wie *Scardinius erythrophthalmus*, selten in *Lota lota*, *Anguilla anguilla*, *Esox lucius*, *Siluris glanis*

Tab. III-7.4: Morphometrische Daten von *Pseudocapillaria tomentosa* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Moravec (1994)
Körper	L	1	5,19	3,95-7,18
	B	1	0,041	0,054-0,068
Oesophagus (muskulär)	L	1	0,171	0,183-0,330
Oesophagus (mit Stichosom)	L	1	3,575	2,99-4,13
Nervenring	L	1	0,083	0,084-0,099
Spikulum	L	1	0,323	0,240-0,330
	B	1	0,008	0,009-0,012
Hinterende	L	1	0,013	0,015-0,018

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. tomentosa* für *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. tomentosa* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Laut Anderson (2000) ist die Systematik der Familie Capillariidae besonders kompliziert. Auch der Lebenszyklus ist noch unvollständig erforscht. Bestätigt ist jedoch die hohe **Pathogenität** dieses Nematoden. **In der Aquakultur wie der Karpfenzucht kann dieser Parasit bei übermäßigem Befall zu schweren wirtschaftlichen Schäden führen.**

Literatur: Moravec 1994, Anderson 2000, Mihok et al. 2011, Leis et al. 2016

Ordnung: Enoplida Filipjev, 1929

Familie: Dioctophymatidae Railliet, 1915

Art: *Eustrongylides tubifex* (Nitzsch, 1819)

Wirt: *Gymnocephalus cernua*

Befall: P [%]=5,7

Stadium im Wirt: Larval (L3, L4)

Sitz im Wirt: Leibeshöhle

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der über 30 mm lange, rot gefärbte *Eustrongylides tubifex* gehört zu den großen Nematodenarten. Am anterioren Ende befinden sich zwölf konische Papillen. Diese umkreisen das Vorderende in zwei Reihen mit jeweils sechs Papillen, wobei der innere Kreis kleinere Papillen trägt als der äußere Kreis. Die Mundkapsel geht in den bis zu 9,2 mm langen Oesophagus über, welcher anterior von einem Nervenring umschlossen wird. Das Genitalprimordium reicht anterior bis zur Verbindung zwischen dem Oesophagus und dem Darm. Bei weiblichen *E. tubifex* ist die Vagina mit dicken Zellwänden versehen. Bei männlichen Exemplaren befindet sich die Anlage für das Spiculum dorsal am Rektum. Das posteriore Ende ist stumpf und trägt drei dorsal zum Anus liegende Papillen.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte anhand von morphologischen und morphometrischen Merkmalen. Die charakteristische Größe und Färbung sowie die mit der Literatur übereinstimmenden Messwerte ließen den Fadenwurm eindeutig der Art *E. tubifex* zuordnen.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 379), Fototafel 32

Lebenszyklus: Heteroxen. 1. ZW: L2-Larve in Oligochaeten wie z. B. *T. tubifex*. 2. ZW: L3-Larve + L4-Larve in *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus caspicus*, selten in *Gymnocephalus cernua*. EW: piscivore Vögel der Ordnungen Gaviiformes, Podicipediformes, Pelecaniformes, Anseriformes und Charadriiformes

Tab. III-7.5: Morphometrische Daten von *Eustrongylides tubifex* der vorliegenden Arbeit, verglichen mit publizierten Daten. Die Werte sind angegeben in mm. B: Breite, L: Länge, n: Anzahl der Messungen. *Abstand vom anterioren Ende

Bereich	L/B	n	Eigene Messungen	Moravec (1994)
Körper	L	1	30,3	11,5-34,8
	B	1	0,284	0,100-0,300
Mundkapsel	L	1	0,079	0,060-0,097
Nervenring*	L	1	0,116	0,084-0,142
Oesophagus	L	1	5,5	2,7-9,2

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *E. tubifex* für *G. cernua* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *E. tubifex* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Die Taxonomie der Gattung *Eustrongylides* ist laut Moravec (1994) noch wenig erforscht. Auch der erste Zwischenwirt (*T. tubifex*) für *E. tubifex* ist bisher nur experimentell nachgewiesen worden. So werden in vielen Publikationen diese Nematoden nur bis zur Gattung bestimmt. Bei hohen Prävalenzen sind die Vertreter der Gattung *Eustrongylides* für die Fische pathogen, in den Endwirten wie den Gänsesägern (*Mergus merganser*) verursachen sie schwere Tumoren. **Post mortem wandert der Nematoda in das Fischfilet, wodurch er humanpathogen wird** (Cooper et al. 1978, Moschu 2014).

Literatur: Cooper et al. 1978, Bauer 1987, Moravec 1994, Johov & Molodjnikova 2008, Novakov et al. 2013, Moschu 2014

Ordnung: Spirurida Chitwood, 1933

Familie: Anguillicolidae Yamaguti, 1935

Art: *Anguillicoloides crassus* (Kuwahara Niimi & Itagaki, 1974)

Wirt: *Anguilla anguilla*

Befall: P [%]=78,1

Stadium im Wirt: Adult, larval (L3, L4)

Sitz im Wirt: Schwimmblase

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Anguillicoloides crassus* ist 0,5-4,5 cm lang und durch die Blutaufnahme beim Wirtsfisch dunkelbraun bis schwarz gefärbt. Der Körper des Fadenwurms ist spindelförmig mit anterior und posterior verjüngten Enden. Das Kopfende ist leicht abgerundet, und die Mundöffnung ist von vier großen dorso-lateral und ventro-lateralen Kopfpapillen umgeben. Die zwei Amphiden (Sinnesorgane) sind klein und befinden sich seitlich am Kopf. Die sklerotisierte Mundkapsel trägt am Rand 21-28 Zähne. Der stark muskulöse Oesophagus ist in seiner posterioren Hälfte deutlich ausgedehnt. Der Nervenring liegt etwa zwischen dem ersten und zweiten Drittel des Oesophagus, während sich der Exkretionsporus am Übergang zwischen dem Oesophagus und dem Darm befindet. Der weitlumige Darm ist dunkel und gerade, nur der anteriore Teil ist leicht verjüngt. Im posterioren Teil von *A. crassus* befinden sich drei besonders auffällige, große und ovale Rektaldrüsen. Kleinere, ventrale Rektaldrüsen sind ebenfalls vorhanden, werden aber oft durch die größeren

Drüsen verdeckt. Der Schwanz ist kegelförmig und kurz, bei männlichen Exemplaren befinden sich posterior ein Spiculum sowie sechs caudale Papillen am Anus.

Diagnose in dieser Arbeit: In der Schwimmblase des Aals sind unter den metazoischen Parasiten zwar neben *A. crassus* auch *Daniconema anguillae* zu erwarten, diese Nematoden lassen sich jedoch deutlich von *A. crassus* mithilfe ihres schmalen, fadenartigen Körpers und einer gefurchten Cuticula unterscheiden. Durch den charakteristisch dunkel gefärbten Körper, die oben beschriebenen übereinstimmenden morphologischen Merkmale und seinem Sitz in der Schwimmblase konnte der detektierte Fadenwurm eindeutig der Art *A. crassus* zugeordnet werden.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 225), Fototafel 33, 34

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoden (z. B. *Cyclops strenuus*, *Eucyclops serrulatus*, *Macrocyclus albidus*, *M. focus* (Jurine, 1820)) und Amphipoden *Gammarus pulex* L., SW (Stapelwirt): z. B. *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*, *Sander lucioperca*. EW: *Anguilla anguilla*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Kein neuer Nachweis.

Besonderheit: Seit dem europaweit erstmaligen Auftreten von *A. crassus* im Jahr 1982 in der Weser-Ems Region in Norddeutschland wurde der Parasit unter der Gattung *Anguillicola* geführt. Nach der Überarbeitung der Systematik durch Moravec (2006) wurde der Nematode zur Gattung *Anguillicoloides* transferiert. Während seiner ozeanischen und kontinentalen Lebensphase ist der Europäische Aal negativen Faktoren wie der Verschmutzung, Verbauung der Wanderwege, Befischung, Erkrankungen und Parasitismus ausgesetzt (Dekker 2008, 2009, ICES 2008). Beim starken Befall mit *A. crassus* haben Aale eine erhöhte Anfälligkeit gegenüber bakteriellen Infektionen und eine erhöhte Sterblichkeit (Hartmann 1987).

Literatur: Hartmann 1987, Moravec 1994, Reimer et al. 1994, Tesch 1999, Moravec 2004c, 2006, ICES 2008, Dekker 2008, 2009, Sjöberg et al. 2009, Lefebvre et al. 2012

Ordnung: Spirurida Chitwood, 1933

Familie: Camallanidae Railliet & Henry, 1915

Art: *Camallanus lacustris* (Zoega, 1776)

Wirt: *Anguilla anguilla*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=2,8-60,0

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm, Magen, Pylorusanhänge

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der vivipare *Camallanus lacustris* gehört zu den mittelgroßen Nematoden. Der gesamte Körper ist gelblich bis rötlich gefärbt und kann Längen bis zu 11 mm erreichen. Die orange Mundkapsel zählt zu den charakteristischen Merkmalen und ist namensgebend für die deutsche Bezeichnung „Kappenwurm“. Die sklerotisierte Mundkapsel ist in zwei Schalen geteilt und trägt an der Unterseite einen Basalring. Jede Schale wird mit 16-25 Furchen durchzogen, während anterior vier subapikale Mundpapillen die Mundöffnung umschließen. Lateral an der Mundkapsel befindet sich pro Seite jeweils ein artspezifischer Trident (Dreizack), welcher in seiner Länge den Basalring nur wenig überragt. Der Exkretionsporus liegt posterior des Nervenrings. Der Oesophagus ist in zwei gleich lange Bereiche unterteilt,

einen muskulösen und einen glandulären Bereich. Die männlichen Exemplare tragen am posterioren Körperende zwei ungleichlange Spicula sowie sieben Paar präanale und sechs Paar postanale Papillen. Zudem sind am stets gebogenen, konischen Ende laterale Caudal-Alae angeheftet. Bei weiblichen Exemplaren ist das konische Ende hingegen gerade und trägt drei kurze Papillen.

Diagnose in dieser Arbeit: In den europäischen Süßwasserfischen parasitieren lediglich zwei Arten der Gattung *Camallanus*. Der weit verbreitete *C. lacustris* kommt überwiegend in Fischen der Familie Percidae, insbesondere in *P. fluviatilis* vor. Der in seiner Morphologie sehr ähnliche *C. truncatus* hingegen wurde ebenfalls in Flussbarschen, anderen Perciden, aber auch in Aalen nachgewiesen. Laut Moravec (1994) und Bauer (1987) eignen sich zur Differenzialdiagnose die Länge der Mundkapsel und des Tridents sowie der Grad des Überragens der Tridentzähne hinter den Basalring der Mundkapsel. Charakteristisch für *C. lacustris* ist das nur leichte Überragen des Tridents hinter den Basalring. Dieses Merkmal konnte für die vorliegenden Nematoden eindeutig bestätigt werden. Bei männlichen Exemplaren von *C. lacustris* misst die Mundkapsel in der Literatur 0,084-0,108 mm und der Trident 0,054-0,090 mm. Die Mundkapsel der hier gemessenen männlichen Nematoden (n=10) beträgt im Durchschnitt 0,095 mm (0,084-0,103 mm) und der Trident 0,070 mm (0,054-0,083 mm). Die Länge der Mundkapsel und des Tridents von weiblichen *C. lacustris* liegt in der Literatur bei 0,117-0,165 mm und 0,063-0,135 mm. Die vorliegenden Exemplare (n=4) hatten eine Mundkapsellänge zwischen 0,110-0,144 mm (Ø 0,121 mm) sowie eine Tridentlänge von durchschnittlich 0,084 mm (0,063-0,103 mm). Anhand der mit der Literatur übereinstimmenden morphologischen und morphometrischen Eigenschaften konnte dieser Fadenwurm eindeutig der Art *C. lacustris* zugewiesen werden.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 207), Fototafel 35

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoden der Art *Acanthocyclops viridis*, *Asellus aquaticus* L., *Cyclops strenuous*, *Mesocyclops leucarti* (Claus, 1857). PW: *Abramis brama*, *Leuciscus idus*. EW: überwiegend *Esox lucius*, *Perca fluviatilis* und *Sander lucioperca*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Kein neuer Nachweis.

Literatur: Bauer 1987, Moravec 1994

Ordnung: Spirurida Chitwood, 1933

Familie: Camallanidae Railliet & Henry, 1915

Art: *Camallanus truncatus* Rudolphi, 1814

Wirt: *Anguilla anguilla*, *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=2,8-3,1

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm, Magen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die morphologischen Eigenschaften von *Camallanus truncatus* stimmen größtenteils mit den oben beschriebenen Charakteristika von *C. lacustris* überein. Im direkten Vergleich ist die insgesamt kleinere Mundkapsel von *C. truncatus* weniger breit, und die einzelnen Mundkapselschalen werden von nur 14-20 Furchen durchzogen. Ein deutliches Charakteristikum dieses

Fadenwurms ist sein kräftig ausgebildeter Trident. Dieser ist deutlich länger als bei *C. lacustris* und reicht weit über den Basalring hinaus.

Diagnose in dieser Arbeit: Für die Artbestimmung wurden die Länge der Mundkapsel und des Tridents gemessen. Zusätzlich wurde der Grad des Überragens des Tridents hinter den Basalring dokumentiert. Bei männlichen *C. truncatus* misst die Mundkapsel in der Literatur 0,075-0,083 mm und der Trident 0,080-0,105 mm. In den hier vorliegenden Exemplaren (n=2) war die Mundkapsel im Durchschnitt 0,081 mm (0,081-0,082 mm) und der Trident 0,090 mm (0,086-0,095 mm) lang. Dabei reichte die Länge des Tridents weit über den Basalring hinaus. Die isolierten Nematoden konnten anhand der mit der Literatur übereinstimmenden morphologischen und morphometrischen Merkmale eindeutig der Art *C. truncatus* zugewiesen werden.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 219), Fototafel 35

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoden der Art *Acanthocyclops viridis*, *Asellus aquaticus*, *Cyclops strenuus*, *Megacyclops viridis*, *Mesocyclops leuckarti*. PW: *Abramis brama*, *Leuciscus idus*. EW: überwiegend *Esox lucius*, *Perca fluviatilis* und *Sander lucioperca*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *C. truncatus* für *P. fluviatilis* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *C. truncatus* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Bauer 1987, Moravec 1994

Ordnung: Spirurida Chitwood, 1933

Familie: Philometridae Baylis & Daubney, 1926

Art: *Philometra ovata* (Zeder, 1803)

Synonym: *P. abdominalis*

Wirt: *Abramis brama*, *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=8,8-11,4

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Leibeshöhle

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Bei der Art *Philometra ovata* sind die weiblichen *P. ovata* (70-120 mm) immer größer als die männlichen (1,9-4,16 mm). Das anteriore Ende ist abgerundet und trägt kleine Kopfpapillen. Im Kopfbereich ist der Oesophagus verbreitert, posterior wird dieser teilweise vom oesophagialen Appendix überdeckt. Dieser Appendix trägt in seiner Mitte einen großen Zellkern und erstreckt sich über die gesamte Länge zwischen dem Nervenring und dem posterioren Oesophagusende. Der Darm ist deutlich breiter als der Oesophagus, er ist posterior atrophiert und endet blind. Der Körper der Männchen ist durchsichtig, das abgestumpfte posteriore Ende trägt zwei präanale, zwei größere postanale Papillen und zwei ungleichlange Spicula. Die Körperfärbung der Weibchen ist je nach Reifestadium und Sitz im Wirt weißlich, gelblich bis rötlich. Das posteriore Ende ist abgerundet und trägt zwei Papillen. Bei reifen Weibchen atrophieren die Vulva und die Vagina. Besonders charakteristisch ist, dass der Uterus mit den L1-Larven fast den gesamten Körper der adulten Weibchens ausfüllt.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte anhand von charakteristischen Merkmalen wie der Körperform, der Papillengröße (Kopf- und Schwanzpapillen) und der charakteristischen Füllung des gesamten

weiblichen Nematodenkörpers mit den Eiern bzw. L1-Larven in utero. Der Sitz des Fadenwurms in der Leibeshöhle unterstützte die Artbestimmung und ließ den Nematoden eindeutig der Art *P. ovata* zuordnen.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 276), Fototafel 36

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoden z. B. der Art *Acanthocyclops vernalis*, *Macrocyclus albidus*, *Megacyclus viridis*. EW: diverse Cypriniden wie *Gobio gobio* (charakteristischer EW) sowie Fische der Gattungen *Abramis*, *Blicca*, *Rutilus* und *Tinca*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. ovata* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: In europäischen Süßwasserfischen können laut Moravec (1994) vier *Philometra*-Arten (*P. rischta*, *P. obturans*, *P. kotlani* und *P. ovata*) vorkommen, wobei die adulten *P. obturans* wirtspezifisch für *E. lucius* und *P. kotlani* für den Rapfen (*Aspius aspius*) sind. Die Arten *P. ovata* und *P. abdominalis* wurden jahrelang trotz ihrer identischen Morphologie anhand fragwürdiger Eigenschaften wie den von ihnen befallenen Wirten und der Körperfärbung unterschieden. Moravec (2004b) überarbeitete den systematischen Status von *P. abdominalis* und erklärte die Art zum Synonym von *P. ovata*.

Literatur: Bauer 1987, Moravec 1994, Hoffmann 1999, Moravec 2004b, 2006

Ordnung: Spirurida Chitwood, 1933

Familie: Philometridae Baylis & Daubney, 1926

Art: *Philometra rischta* Skrjabin, 1917

Wirt: *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=60,0

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Leibeshöhle

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Philometra rischta* hat im Vergleich zu *P. ovata* eine weiche Cuticula. Insgesamt erreicht der fadenförmig Körper von *P. rischta* nur Längen von 42-60 mm bei Weibchen und 1,53-2,05 mm bei Männchen. Arttypisch für *P. rischta* sind die vier anterior liegenden markanten subapikalen Fortsätze mit jeweils zwei kleinen Kopfpapillen. Die männlichen *P. rischta* sind durchsichtig bis weißlich und besitzen am posterioren Ende zwei fast gleich lange Spicula sowie zwei laterale Fortsätze. Die weiblichen *P. rischta* sind gelblich bis rötlich gefärbt. Der Oesophagus ist bei reifen Weibchen seitlich verschoben, weil auch hier der mit L1-Larven gefüllte Uterus fast den gesamten Körper ausfüllt. Am posterioren Ende befinden sich zwei große, lateral sitzende Fortsätze.

Diagnose in dieser Arbeit: Der hier beschriebene Fadenwurm wurde anhand von morphologischen Merkmalen wie der Körperform, den charakteristischen Kopffortsätzen sowie seinem Sitz im Wirt der Art *P. rischta* zugeordnet.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 283), Fototafel 36

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Copepoda der Art *Eucyclops serrulatus*. EW: diverse Cypriniden der Gattungen *Alburnus*, *Abramis*, *Rutilus* und *Scardinius*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. rischta* für *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. rischta* in Binnengewässern von MV.

Literatur: Bauer 1987, Moravec 1994, Hoffmann 1999, Moravec 2006

Ordnung: Spirurida Chitwood, 1933

Familie: Skrjabillanidae Shigin & Shigina, 1958

Art: *Skrjabillanus tincae* Shigin & Shigina, 1958

Wirt: *Tinca tinca*

Befall: P [%]=28,5

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Mesenterien, Schwimmblase (außen)

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der fadenförmige Körper von *Skrjabillanus tincae* hat eine weiche Cuticula und ist lang und dünn. Die weiblichen Exemplare messen eine Körperlänge zwischen 7,54-22,00 mm bei einer Körperbreite von 0,027-0,065 mm. Die Männchen sind halb so lang (6,10-7,45 mm) und schmaler (0,019-0,023 mm). Zum besonderen Merkmal zählt das keulenförmige anteriore Ende mit markanter sklerotisierter Mundkapsel. Diese hat die Form einer Schale und ist unbezahnt. Die Mundöffnung wird von sechs kleinen Kopfpapillen sowie zwei größeren, lateralen Amphiden umgeben. Der Oesophagus unterteilt sich in einen muskulären und einen muskulär-glandulären Abschnitt. Die männlichen *S. tincae* besitzen an ihrem posterioren Ende eine Bursa copulatrix (Genitalapparat) mit fünf Paar postanalen Papillen und stark ausgebildeten lateralen Caudal-Alae. Eine sklerotisierte Kopulationsplatte ist vorhanden. In der Seitenansicht erscheint diese immer gebeugt. Bei weiblichen *S. tincae* befindet sich die Vulva im anterioren Körperabschnitt, nah am Oesophagusende. Der Uterus nimmt einen großen Teil des Nematodenkörpers ein, wobei sich im anterioren Bereich Eier befinden, während sich posterior bereits das erste Larvenstadium entwickelt. Das Schwanzende der weiblichen Exemplare ist konisch und trägt drei Fortsätze.

Diagnose in dieser Arbeit: Die Artbestimmung erfolgte anhand von morphologischen und morphometrischen Merkmalen. Durch die Lokalisation des Parasiten im Wirt, die markante Mundkapsel sowie den besonders charakteristischen fadenförmigen Körper konnte dieser Nematode eindeutig der Art *S. tincae* zugeordnet werden. Die Detektion von *S. tincae* in der Fischart *T. tinca* erleichterte die Artbestimmung.

Darstellung: Moravec 1994 (S. 240), Fototafel 37

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: *Argulus foliaceus*. EW: *Tinca tinca*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *S. tincae* für *T. tinca* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *S. tincae* in Binnengewässern von MV

Besonderheit: Die Art *S. tincae* ist die Typus-Art der gesamten Familie Skrjabillanidae. Dieser histozoische Parasit (Gewebeparasit) ist laut Moravec (2004c) bei der Fischsektion besonders schwer zu detektieren und ist daher bei standardisierten Untersuchungsmethoden der Leibeshöhle oft übersehen worden. Bei der vorliegenden Untersuchung befand sich *S. tincae* im für den Parasiten charakteristischen Organ, unter der Serosa der Schwimmblasenaußenwand. Eine weitere Besonderheit dieses Parasiten ist sein Zwischenwirt. In der Studie von Tikhomirova (1980) konnte das L3-Stadium von *S. tincae* in der Proboscis von Arguliden nachgewiesen werden. Während des Saugvorganges nehmen Branchiura wie *A. foliaceus* die *S. tincae* Larven auf. Diese entwickeln sich in der Leibeshöhle des Arguliden zu der für Fische infektiösen L3-Larve. **Die Kleinkrebse der**

Gattung *Argulus* parasitieren somit nicht nur selbst auf Fischen, sie fungieren zudem als Vektoren (Überträger von Pathogenen ohne selbst zu erkranken) für Nematoden wie *S. tincae*. Neben *T. tinca* werden auch andere Süßwasserfische von Nematoden der Familie Skrjabillanidae befallen, wobei ebenfalls diverse Arguliden als Zwischenwirte dienen.

Literatur: Tikhomirova 1980, Bauer 1987, Moravec 1994, Molnar & Szekely 1998, Hoffmann 1999, Mehlhorn & Piekarski 2002, Moravec 2004c, 2006

III-8 Stamm: Acanthocephala Rudolphi, 1808

Ordnung: Echinorhynchida Southwell & Macfie, 1925

Familie: Echinorhynchidae Cobbold, 1876

Art: *Acanthocephalus lucii* (Müller, 1776)

Synonym: *Echinorhynchus lucii*

Wirt: *Anguilla anguilla*, *Perca fluviatilis*

Befall: P [%]=6,2-20,0

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Darm

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die Maße des meist weißlich gefärbten Körpers von *Acanthocephalus lucii* betragen bei Weibchen 8,0-21,0×1,4-1,7 mm und 4,0-7,5×0,9-1,0 mm bei Männchen. Der unsegmentierte Körper der Acanthocephalen wird in die zwei Regionen Präsoma und Metasoma unterteilt. Das Präsoma umfasst dabei den Hals und den Rüssel (Proboscis), während der Rumpf oder das Metasoma den restlichen Körper mit allen inneren Organen beinhaltet. Die zylindrische Proboscis hat 12-16 Längsreihen mit jeweils 7-9 Haken. Im anterioren und posterioren Bereich der Proboscis sind die Haken kürzer als median. Die Hakenwurzel hat einen stumpfwinkligen Vorsprung. Der Hals ist kurz, und die Lemniskiten, welche zur Ausstülpung der Proboscis dienen, sind länger als die Proboscisscheide. Männliche Exemplare besitzen in der Mitte ihres Rumpfes ovale Testes. Im posterioren Drittel sind sechs Zementdrüsen paarweise angeordnet. Die weiblichen Geschlechtsorgane bestehen aus einer Uterusglocke, einem Selektivapparat, dem Uterus und der Vulva. Nach der Kopulation ist das gesamte Metasoma mit 0,1×0,014-0,016 mm großen Eiern, in welchen sich jeweils eine Acanthor-Larve befindet, gefüllt.

Diagnose in dieser Arbeit: Zur Differentialdiagnose wurde neben der Anzahl der Längsreihen auf der gesamten Proboscis auch die Form, Anordnung und die Anzahl der Haken pro Längsreihe genutzt. Zusätzlich ist die Form der Hakenwurzel von Bedeutung.

Das im Rahmen dieser Untersuchung detektierte Weibchen hatte eine Körperlänge von 11,3 mm bei einer Körperbreite von 0,5 mm. Die Körperlänge der beiden präparierten Männchen betrug im Durchschnitt 4,9 mm bei einer Breite von 0,7 mm. Die Anzahl der Längsreihen auf der Proboscis des Weibchens betrug 16 mit jeweils sieben Haken pro Reihe. Bei den beiden Männchen betrug die Anzahl der Längsreihen 14 mit ebenfalls sieben Haken pro Reihe. Anhand der übereinstimmenden Anzahl der Längsreihen sowie der darin enthaltenen Haken konnten die vorliegenden Exemplare eindeutig als *Ac. lucii* identifiziert werden. Die für diese Art

charakteristische Proboscisform aber auch Aufbau und Form der Geschlechtsorgane sowie die Form der Hakenwurzel konnten ebenfalls in den vorliegenden Parasiten vorgefunden werden.

Darstellung: Golvan 1969 (S. 271), Fototafel 38

Lebenszyklus: Heteroxen. ZW: Isopoda *Asellus aquaticus*. EW: überwiegend Cypriniden (z. B. *Tinca tinca*), gelegentlich Raubfische (*Esox lucius*, *Perca fluviatilis*)

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Keine neuen Nachweise.

Besonderheit: Wegen der gleichen Abkürzung (*A. lucii*) für *Azygia lucii* und *Acanthocephalus lucii* wird für *Acanthocephalus lucii* die Abkürzung **Ac. lucii** verwendet.

Literatur: Golvan 1969, Schäperclaus 1979, Bauer 1987

III-9 Stamm: Hirudinea Lamarck, 1818

Ordnung: Rhynchobdellida (Blanchard, 1894)

Familie: Glossiphoniidae (Vailant, 1890)

Art: *Helobdella stagnalis* L.

Wirt: *Gymnocephalus cernua*

Befall: P [%]=2,8

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der auch als Zweiäugiger Plattegel bezeichnete *Helobdella stagnalis* kann bis zu 15 cm lang werden. Das einzige Exemplar, das im Rahmen dieser Arbeit isoliert werden konnte, wies eine Länge von 9,0 mm und eine Breite von 0,8 mm auf. Der abgeflachte Körper von *H. stagnalis* weist keine Papillen auf und ist unscheinbar weiß oder hellgrau gefärbt. Zu den charakteristischen Merkmalen von *H. stagnalis* zählt ein Augenpaar. Bei den Augen handelt sich um einfache, invertierte Pigmentbecherzellen mit relativ wenigen Sehzellen. Ein weiteres charakteristisches Organ ist das Scutum, eine Rückenplatte, welche sich im siebten Segment befindet und dorsal auf der Epidermis liegt. Der zu den Rüsselegeln gehörende *H. stagnalis* hat einen im Vorderdarm liegenden, ausstoßbaren und muskulösen Rüssel. Damit saugt der Egel das Blut seines Wirtes, während durch nebenliegende Speicheldrüsen blutgerinnungshemmende Stoffe in die Blutgefäße ausgeschieden werden.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen und morphometrischen Merkmalen konnte dieser Hirudinea eindeutig der Art *H. stagnalis* zugeordnet werden.

Darstellung: Neubert & Nesemann 1999 (S. 64), Fototafel 38

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: *G. cernua*

Neuer Wirtsnachweis/ Gebietsnachweis (MV): Neuer Wirtsnachweis von *H. stagnalis* für *G. cernua*. Neuer Gebietsnachweis von *H. stagnalis* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: *Helobdella stagnalis* gehört zu den häufigsten Egelarten der Welt und ist in den meisten Süßwasserhabitaten sowie in manchen Brackwassergebieten (PSU max. 3,6) nachgewiesen worden. Allerdings parasitiert *H. stagnalis* überwiegend bei Arthropoden, Anneliden und Gastropoden und konnte bisher nur selten bei Fischen nachgewiesen werden. Die als protandrische Zwitter bezeichneten Egel (männliche Gonaden reifen

vor weiblichen Eizellen) begatten sich vorzugsweise gegenseitig. Die daran anschließende intensive Brutpflege der an der ventralen Seite klebenden Eier und Jungtiere ist ein weiteres Erkennungsmerkmal von *H. stagnalis*.

Literatur: Murphy & Learner 1982, Malek & McCalliser 1984, Neubert & Nesemann 1999, Grosser et al. 2001, Körting 2006, Moser et al. 2006, Tiberti & Gentili 2010, Westheide 2013, Jueg & Zettler 2015

Ordnung: Rhynchobdellida Blanchard, 1894

Familie: Piscicolidae (Johnston, 1865)

Art: *Piscicola geometra* L.

Synonym: *Hirudo geometra*

Wirt: *Anguilla anguilla*, *Scardinius erythrophthalmus*

Befall: P [%]=2,8-3,1

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Piscicola geometra* gehört zu den Rüsselegeln (Rhynchobdelliformes) und ist der häufigste Fischegel Europas. Zu seinen Merkmalen gehört, im Vergleich zu anderen einheimischen Egelarten, eine besonders schlanke Körperform. Der Egel ist mindestens 15-mal so lang wie breit und kann Längen bis zu 50 mm erreichen (Ø 5-30 mm). Im Rahmen dieser Arbeit wurden zwei Exemplare dieser Art mit Längen von 12,7 mm und 16,3 mm und Breiten von 0,7 mm und 1,0 mm von ihren Wirten isoliert. Der gemeine Fischegel tritt ganzjährig auf und zeichnet sich durch einen braun-schwarzen, mit dunklen Ringen versehenen Körper aus. Die Atmung findet über die Haut statt. Am anterioren und posterioren Körperende befindet sich je ein Saugnapf. Die Haftscheiben setzen sich markant vom restlichen Körper ab und dienen der Haftung und Fortbewegung. Der vordere Saugnapf ist kleiner, trägt zwei Paar Augen und einen zum Blutsaugen rüsselartig ausgestülpten Pharynx. Der hintere Saugnapf hat 14 dunkle Strahlen und ist breiter als die maximale Körperbreite. Der zwittrige Fischegel besitzt 33 verschmolzene Segmente mit jeweils 14 Ringeln pro Segment. Das Clitellum, ein drüsiger Bereich der Oberfläche, liegt im ersten Körperdrittel. Durch dieses Organ werden die abgeschiedenen Eier in 4 mm große, hartschalige Kokons umhüllt und vom Egel an steinen und Wasserpflanzen abgelegt.

Diagnose in dieser Arbeit: Aufgrund von morphologischen Merkmalen wie der Körperform sowie den morphometrischen Daten konnte dieser Hirudinea eindeutig der Art *P. geometra* zugeordnet werden.

Darstellung: Neubert & Nesemann 1999 (S. 81), Fototafel 38

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: die meisten Süßwasserfische, insbesondere *Cyprinus carpio*

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *P. geometra* für *A. anguilla* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *P. geometra* in Binnengewässern von MV.

Bemerkung: Aufgrund der Konservierungsmethode (im 70%igen Ethanol) entfärbte sich die Epidermis und wurde durchsichtig.

Literatur: Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Hoffmann 1999, Körting 2006, Rapp 2010

III-10 Stamm: Crustacea Lamarck, 1801

Ordnung: Arguloida Yamaguti, 1963

Familie: Argulidae Leach, 1819

Art: *Argulus foliaceus* L.

Synonym: *Monoculus foliaceus*

Wirt: *Abramis brama*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Tinca tinca*

Befall: P [%]=2,8-14,2

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Der 6,0-8,5 mm lange Körper von *Argulus foliaceus* ist stark dorso-ventral abgeflacht und teilweise pigmentiert. Die Brustsegmente und der Kopf sind zu einem an der Unterseite mit Häkchen besetztem Carapax zusammengewachsen. Die Antennen sind zu ventralen Haken umgebildet und liegen anterior der Komplexaugen. Das erste Maxillenpaar ist zu großen Saugnäpfen umgewandelt, mit welchen sich die Parasiten am Wirt festsaugen. Die Gliedanzahl der Chitinspangen im Saugnapf beträgt bei *A. foliaceus* fünf, wobei das erste Glied doppelt so lang ist wie breit. Das Stilett befindet sich zwischen den Augen und dient der Blutaufnahme. Das zweite Maxillenpaar ist einästig und mit Dornen sowie Borsten besetzt. Der Thorax trägt vier Thorakalbeine und wird durch Fiederborsten optisch vergrößert. Die Thorakalbeine befähigen die Karpfenlaus zum Schwimmen. Beim Blutsaugen allerdings verursachen sie durch die ständige Bewegung eine Hautreizung, was zur verstärkten Schleimbildung bei den Fischen führt.

Zu den charakteristischen Merkmalen dieser Art zählt das abgerundete, mit kleinen Haken besetzte Abdomen. Das Abdomen bzw. die Schwanzflosse ist unsegmentiert und zweilappig. Im Vergleich zu anderen Arguliden ist die Schwanzflosse nur wenig eingeschnitten. Bei männlichen Exemplaren trägt das Abdomen die Testes, bei den Weibchen befinden sich anterior im Abdomen jeweils zwei runde leuchtend gelbe Eier. Zur Artbestimmung wird oft die posteriore Reichweite des Carapax genutzt. Bei *A. foliaceus* reicht der ovale Carapax nur bis zum 3. Thorakalbeinpaar. Bei präparierten Exemplaren kann dieses Unterscheidungsmerkmal allerdings nicht immer genutzt werden.

Diagnose in dieser Arbeit: Morphologische Charakteristika wie die spitz zulaufende Form des proximalen Segmentes des 2. Thorakalbeinpaar und die Berührung der proximalen Segmente des 3. und 4. Thorakalbeinpaares wurden herangezogen, um *A. foliaceus* von der neu eingewanderten Art *A. japonicus* trennen zu können.

Alle genannten Charakteristika inklusive der korrekten Anzahl an Chitinspangengliedern konnten bei Exemplaren, welche aus *A. brama*, *R. rutilus* und *S. erythrophthalmus* isoliert wurden, bestätigt werden. Damit konnten die Arguliden eindeutig der Art *A. foliaceus* zugeordnet werden.

Aufgrund der fehlenden markanten Segmentformen der Thorakalbeinpaare bei weiblichen Exemplaren, muss hier laut Soes et al. (2010) zur Artbestimmung das Verhältnis der Abdomenlänge zu seiner Einschnittslänge gemessen werden. Bei allen weiblichen Arguliden betrug die Einschnittslänge weniger als die Hälfte der Abdomenlänge. Somit sind alle weiblichen Vertreter, auch die von *T. tinca*, der Art *A. foliaceus* zuzuordnen.

Darstellung: Stammer 1959, Moller 2015, Fototafel 39

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fische

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *A. foliaceus* für *G. cernua* und *T. tinca* in Deutschland.

Besonderheit: In der Aquakultur kann dieser Parasit bei übermäßigem Befall zu schweren wirtschaftlichen Schäden führen.

Literatur: Stammer 1959, Reichenbach-Klinke 1966, Schäperclaus 1979, Bauer 1987, Körting 2006, Rapp 2010, Soes et al. 2010, Moller 2015

Ordnung: Arguloida Yamaguti, 1963

Familie: Argulidae Leach, 1819

Art: *Argulus japonicus* Thiele, 1900

Synonym: *Argulus pellucidus*

Wirt: *Tinca tinca*

Befall: P [%]=5,7

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Argulus japonicus* erreicht zwar die gleiche Körpergröße (max. 8,5 mm) wie *A. foliaceus*, optisch unterscheidet er sich aber deutlich in seiner geringeren Pigmentierung. Die meisten morphologischen Merkmale sind identisch mit der weit verbreiteten Karpfenlaus *A. foliaceus*. Deutliche Unterschiede sind in der Form des Abdomens zu erkennen. Bei *A. japonicus* ist die Schwanzflosse bedornt, bis zur Hälfte eingeschnitten und posterior spitz zulaufend. Die Anzahl der Chitinspangen im Saugnapf beträgt 6-7 Stück. Der Carapax ist oval und bedeckt das dritte Thorakalbeinpaar. Das proximale Segment des 2. Thorakalbeinpaars ist posterior zu beiden Seiten abgerundet und medial leicht verjüngt. Der posteriore Fortsatz des 3. Thorakalbeinpaars und der anteriore Fortsatz des 4. Thorakalbeinpaars sind leicht versetzt, so dass es nicht zu einer Berührung kommt.

Diagnose in dieser Arbeit: Fryer (1982) illustrierte die Unterschiede der Thorakalbeinpaare zwischen *A. foliaceus* und *A. japonicus*, während die Differentialdiagnose nur anhand der Saugnäpfe nach Rizvi (1970) sich nicht durchgesetzt hat. Die morphologischen Charakteristika wie die Anzahl der Chitinspangen, die Form des Abdomens und der Thorakalbeinsegmente ließen diese Art eindeutig der Art *A. japonicus* zuordnen. Die Pigmentierung wird bei frischen Arguliden oft als Bestimmungsmerkmal herangezogen, aufgrund der Präparation der hier verwendeten Exemplare kann dieses Merkmal nicht berücksichtigt werden.

Darstellung: Stammer 1959, Moller 2015, Fototafel 39

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *A. japonicus* für *T. tinca* in Deutschland. Neuer Gebietsnachweis von *A. japonicus* in Binnengewässern von MV.

Besonderheit: Der Neozoa *A. japonicus* ist vermutlich mit Karpfenfischen (*Carassius auratus*, *Cyprinus rubrofasciatus*, *Ctenopharyngodon idella*) aus Ostasien nach Europa eingeführt worden.

Literatur: Stammer 1959, Reichenbach-Klinke 1966, Rizvi 1970, Schäperclaus 1979, Fryer 1982, Bauer 1987, Soes et al. 2010, Moller 2015

Ordnung: Poecilostomatoida Thorell, 1859

Familie: Ergasilidae Burmeister, 1835

Art: *Ergasilus sieboldi* Nordmann, 1832

Wirt: *Abramis brama*, *Alburnus alburnus*, *Anguilla anguilla*, *Blicca bjoerkna*, *Carassius gibelio*, *Gymnocephalus cernua*, *Perca fluviatilis*, *Rutilus rutilus*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Tinca tinca*

Befall: P [%]=5,7-100,0

Stadium im Wirt: Adult

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: *Ergasilus sieboldi* wird etwa 1,7 mm lang und ähnelt dem Aufbau nach noch weitgehend den freilebenden Cyclopoden. Der Körper gliedert sich in Cephalothorax mit vier zugehörigen Segmenten sowie das Abdomen. Der Cephalothorax entstand durch das Zusammenwachsen von Kopf und Thorax während das Abdomen sich aus einem Geschlechtsabschnitt und dem Schwanzstück zusammensetzt. Das gegabelte Schwanzstück trägt vier Paar Borsten. Am Cephalothorax befinden sich vier Schwimmbeinpaare, welche jeweils aus zwei Segmenten bestehen. Das distale Segment ist zweiästig und lässt sich in einen Außenast (Exopodit) und Innenast (Endopodit) aufteilen. Die jeweils drei Glieder des Exo- bzw. Endopodits sind mit Borsten und Dornen versetzt. Der Exopodit des 4. Beinpaares ist nur zweigliedrig. Anterior trägt *E. sieboldi* das aus sechs Segmenten bestehende erste Antennenpaar. Das zweite Antennenpaar ist zu Klammerorganen mit sichelförmigen Klauen umgewandelt und besteht aus vier Segmenten. Die Klammerorgane sind vier- bis fünfmal so lang wie das erste Antennenpaar. Mundwerkzeuge bestehen aus dem Labrum, einem Paar Mandibeln, zwei Paar Maxillen und dem Labium. Gravide Weibchen tragen auffällig lange Eischläuche, während die Männchen nicht parasitär leben und nach der Begattung sterben.

Diagnose in dieser Arbeit: Charakteristisch für diese Art ist eine leuchtend blaue Pigmentierung im Cephalothorax. Besonders bei sich neu festgesetzten Parasiten ist die Färbung am stärksten und lässt mit der Zeit nach. Einigen wenigen präparierten Exemplaren fehlte das Pigment vollständig, sodass für die Differentialdiagnose auf weitere Merkmale zurückgegriffen werden musste. Als deutliches Unterscheidungsmerkmal dient die Borstenanzahl des fünften Schwimmbeinpaares. Hier sitzen an einem zylinderförmigen Glied zwei Borsten.

Als Verwechslungsart muss hier *E. briani* (Syn. *E. minor*) berücksichtigt werden. Dieser Krebs ähnelt in seinem Aufbau sehr *E. sieboldi*, wird aber maximal 1 mm lang und trägt keine blaue Pigmentierung. Das 5. Beinpaar enthält nur einer Borste. Die Morphologie aller anderen bei Süßwasserfischen parasitierenden Ergasilidae ist so abweichend, dass sie ausgeschlossen werden können.

Neben der charakteristischen Pigmentierung konnten alle oben genannten artspezifischen Merkmale bestätigt und somit alle vorliegenden Exemplare eindeutig der Art *E. sieboldi* zugeordnet werden.

Darstellung: Halisch 1939, Schäperclaus 1979 (S.760), Fototafeln 40, 41

Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von *E. sieboldi* für *A. alburnus*, *C. gibelio*, *G. cernua* und *S. erythrophthalmus* in Deutschland.

Besonderheit: Die Embryonalentwicklung vollzieht sich in den am weiblichen Körper befestigten Eipaketen. Diese können bis zu 200 Eier enthalten. Nach dem Schlupf findet die postembryonale Entwicklung zum adulten Tier im Freiwasser statt. Erst nach der Kopulation gehen die Weibchen zur parasitischen Lebensweise über. **Die ubiquitäre Verbreitung und die hohe Nachkommenzahl der bis zu 80 Fischarten befallenden Generalisten resultieren in erheblichen Schäden der Fischereiwirtschaft.**

Literatur: Halisch 1939, Reichenbach-Klinke 1966, Amlacher 1972, Schäperclaus 1979, Bauer 1987

III-11 Stamm: Bivalvia L.

Ordnung: Unionoida Stoliczka, 1871

Familie: Unionidae Fleming, 1828

Art: Unionoidae indet.

Wirt: *Gymnocephalus cernua*, *Rutilus rutilus*

Befall: P [%]=5,7-17,1

Stadium im Wirt: Larval

Sitz im Wirt: Kiemen

Untersuchungsgewässer: Baltezers See, Hohen Sprenger See, Malchiner See

Wichtigste morphologische Merkmale: Die zweiklappige Glochidium-Larve besitzt jeweils einen nach innen gerichteten, gezackten Haken auf dem ventralen Saum der Schalenhälfte. Die Klebefäden und die Haken dienen dem Glochidium zum Anheften an Kiemen- und Flossengewebe der Wirtsfischarten. Die Schalenhälften werden durch einen Schließmuskel verschlossen. Die Glochidien der Familie Unionidae erreichen eine Mindestlänge von 0,12 mm.

Diagnose in dieser Arbeit: Anhand des Larvenstadiums ist eine Artbestimmung nicht realisierbar. Die charakteristische Schalenform, die Anwesenheit des ventralen Hakens und die Durchschnittslänge von 0,3 mm ließen die im Malchiner See detektierten Glochidien der Familie Unionidae zuordnen. Die genaue Identifizierung der Muschelarten sollte entweder mit einem Rasterelektronenmikroskop oder mithilfe einer DNA Analyse erfolgen.

Darstellung: Aldridge & McIvor 2003, Fototafel 40

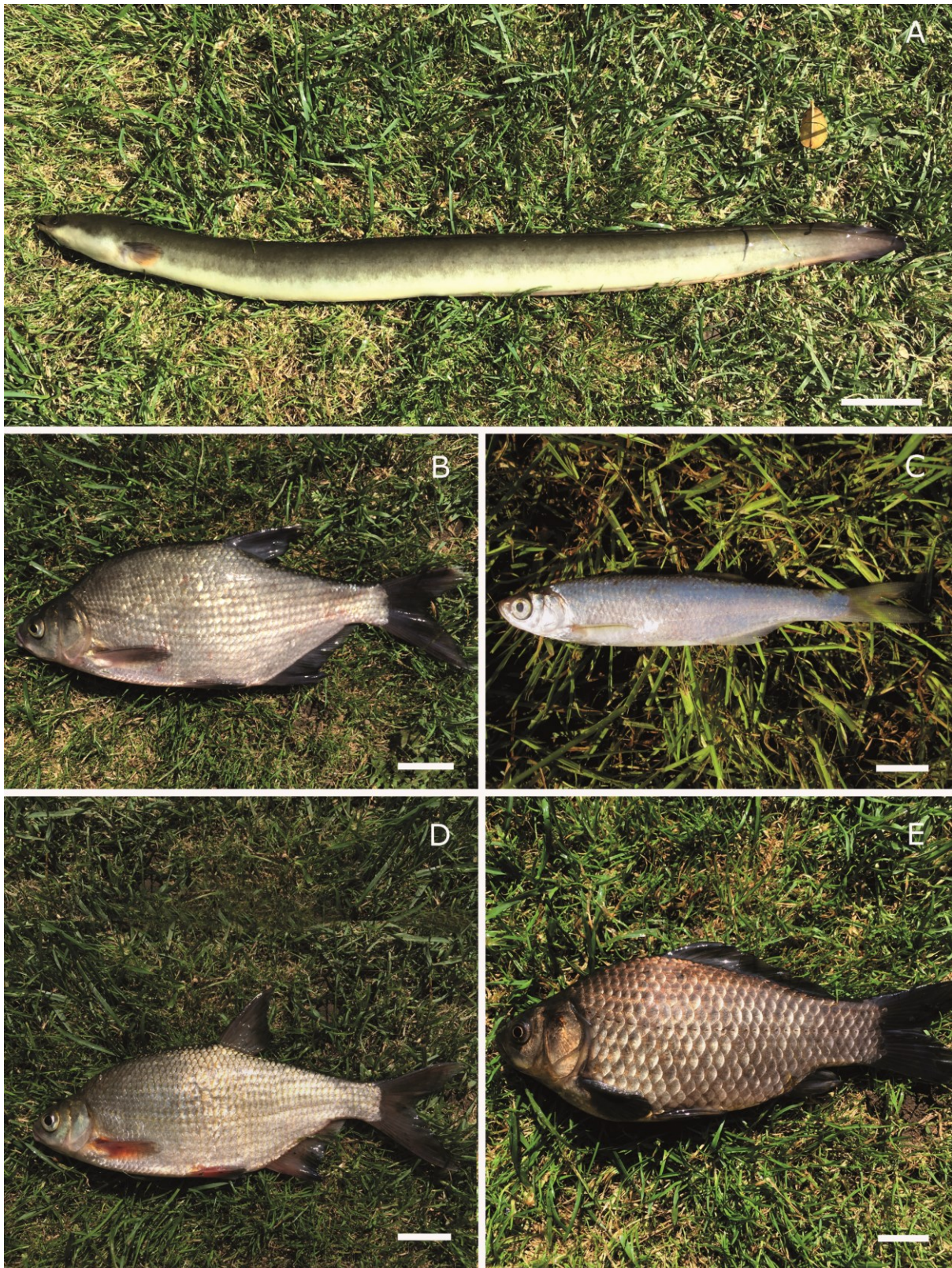
Lebenszyklus: Monoxen. Wirt: diverse Fischarten, dann freilebend

Neuer Gebietsnachweis (DF/MV): Neuer Gebietsnachweis von Unionoidae indet. für *G. cernua* in Deutschland.

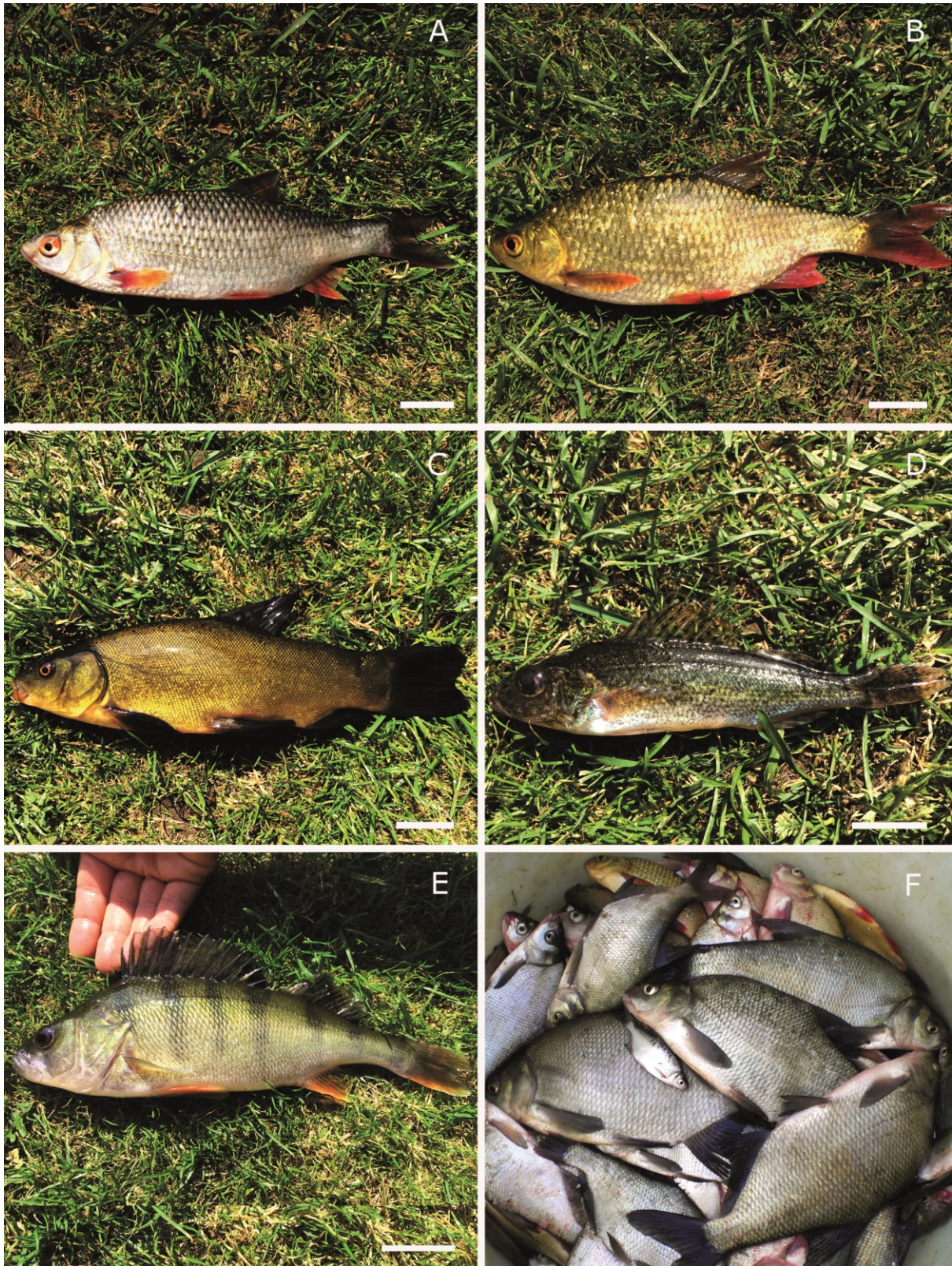
Besonderheit: Die temporär auf den Fischkiemen parasitierenden Glochidien sind Jungstadien von Süßwassermuscheln der Familien Margaritiferidae, Unionidae oder Mutelidae. Das obligate Glochidienstadium dauert 9 bis 80 Tage. In Mecklenburg-Vorpommern sind Muschelarten wie *Anodonta anatina*, *A. cygnea* und *Unio crassus*, *U. pictorum*, welche ektoparasitisch lebende Glochidien entlassen, heimisch.

Literatur: Reichenbach-Klinke 1966, Bauer 1987, Aldridge & McIvor 2003, Winkler et al. 2007, Zieritz et al. 2012

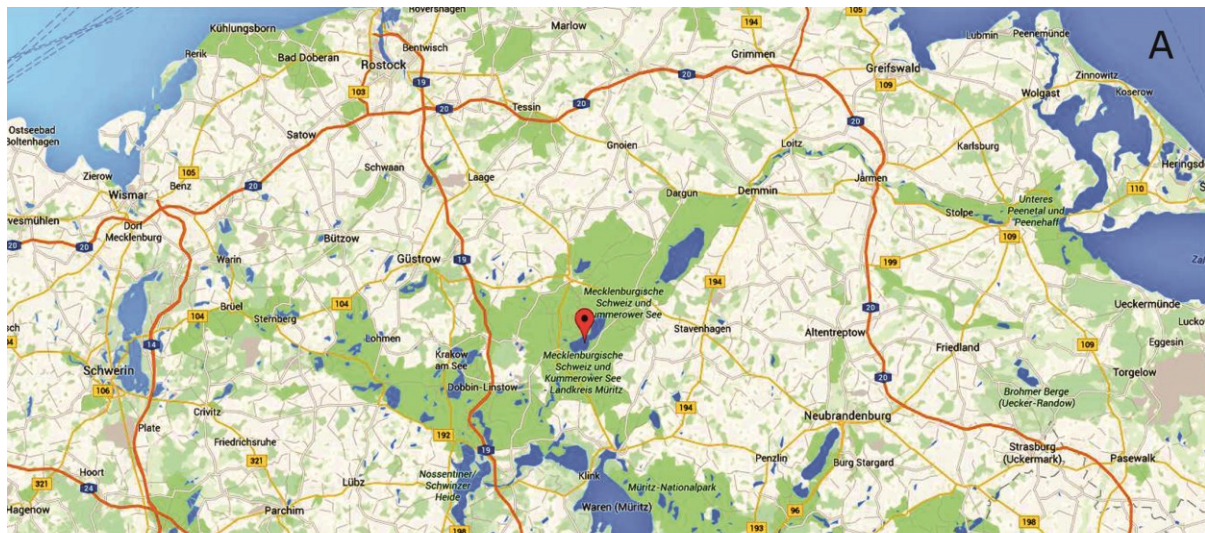
Anhang IV: Fototafeln



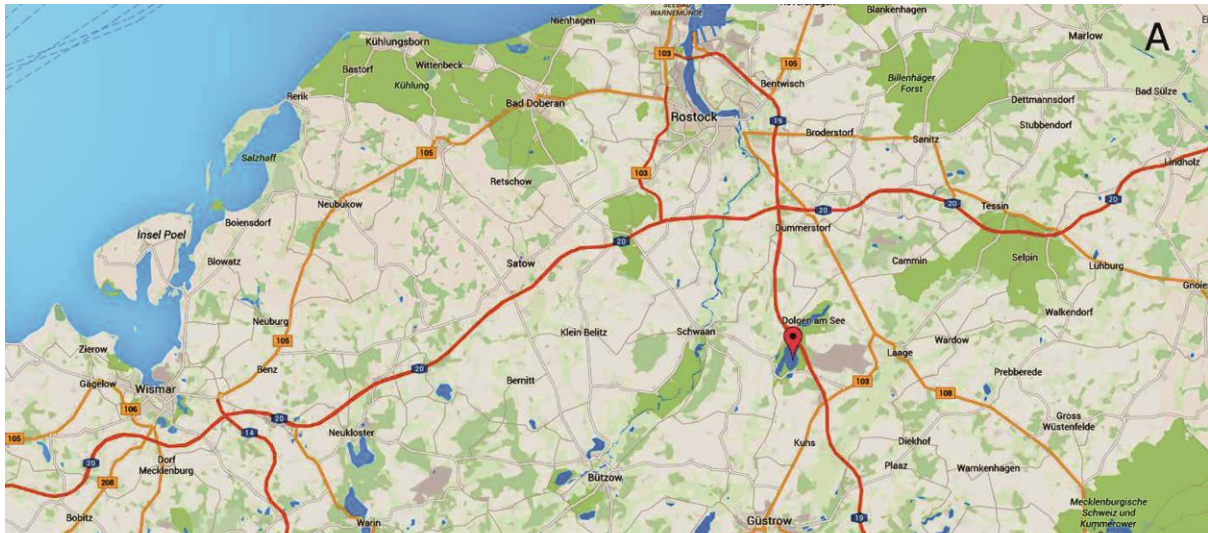
Fototafel 1: Habitus der untersuchten Fischarten. A) Aal (*Anguilla anguilla*). B) Blei (*Abramis brama*). C) Ukelei (*Alburnus alburnus*). D) Güster (*Blicca bjoerkna*). E) Giebel (*Carassius gibelio*). **Balken:** A 5 cm; B 4 cm; C 3 cm; D-E 2 cm



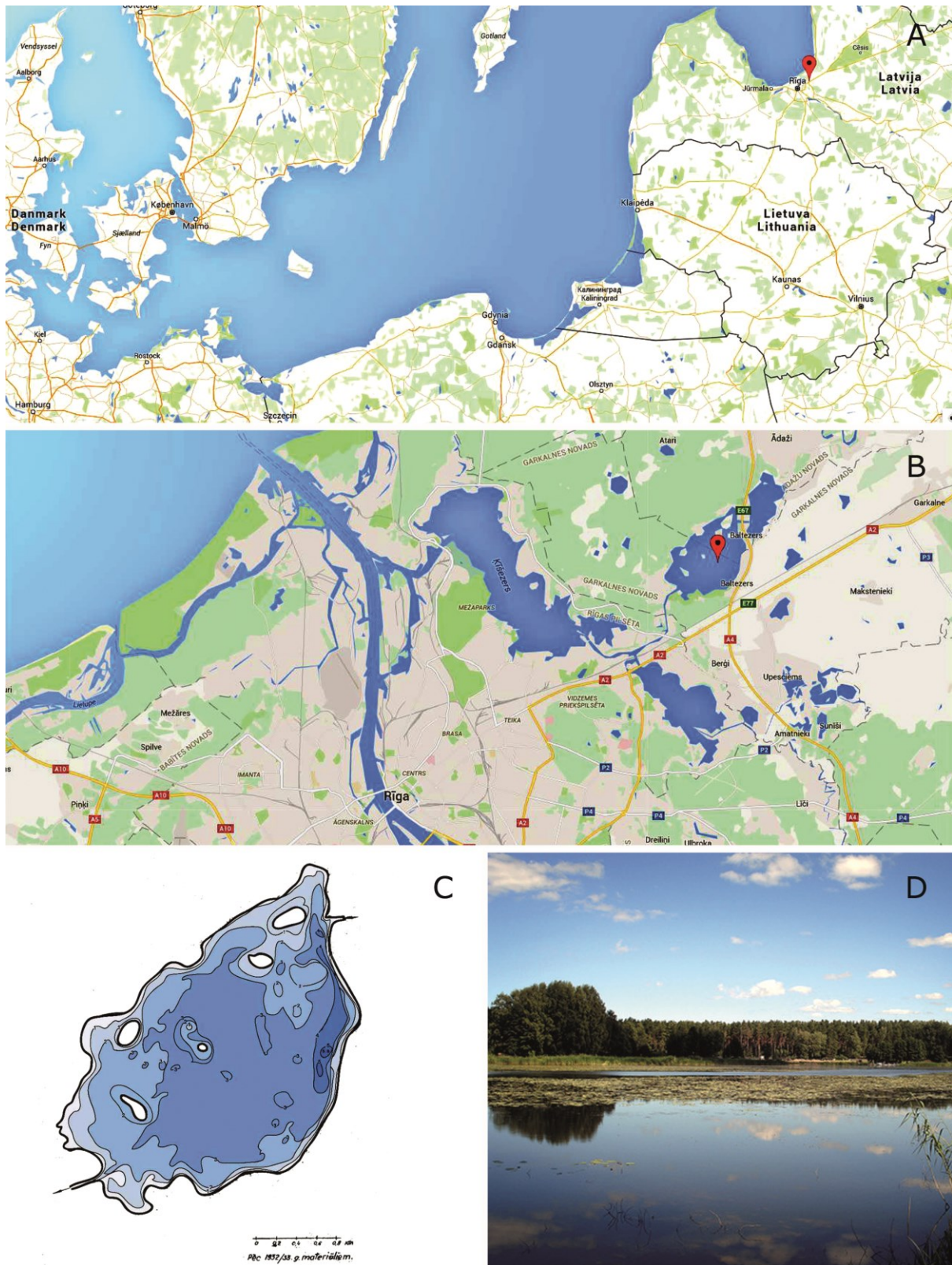
Fototafel 2: Habitus der untersuchten Fischarten. A) Rotaugen (*Rutilus rutilus*). B) Rotfeder (*Scardinius erythrophthalmus*). C) Schleie (*Tinca tinca*). D) Kaulbarsch (*Gymnocephalus cernua*). E) Flussbarsch (*Perca fluviatilis*). F) Diverse Fischarten direkt nach dem Fang. **Balken:** A-E 2 cm



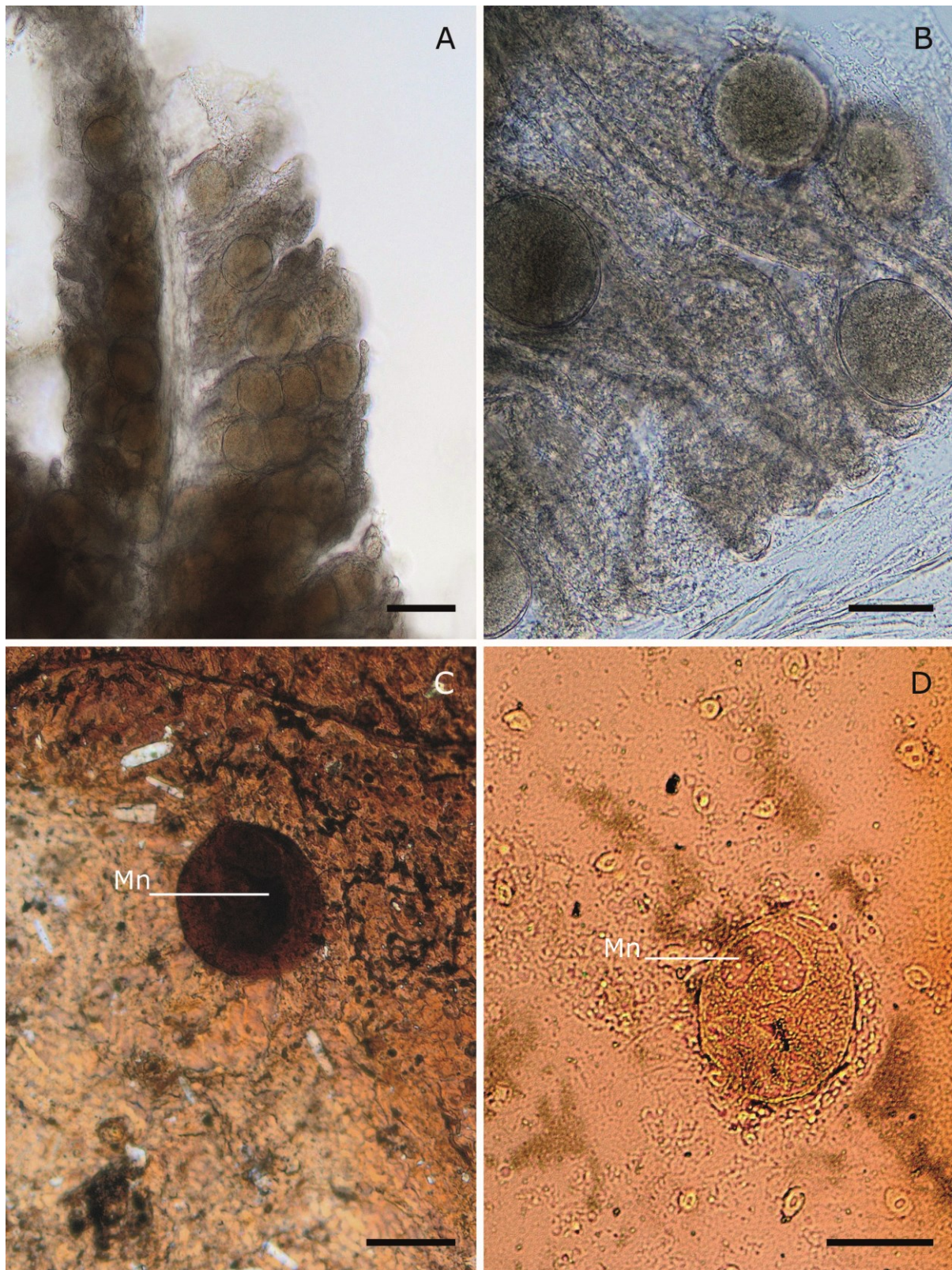
Fototafel 3: Untersuchungsgewässer Malchiner See. A) Geographische Lage des Malchiner Sees (Quelle: Google Maps, Zugriff: Februar 2016). B-D) Entnahme des Fischmaterials aus den Stellnetzen bzw. Reusen durch Hartmut Kacan und seinen Mitarbeiter. E) Auffangbecken für Fische



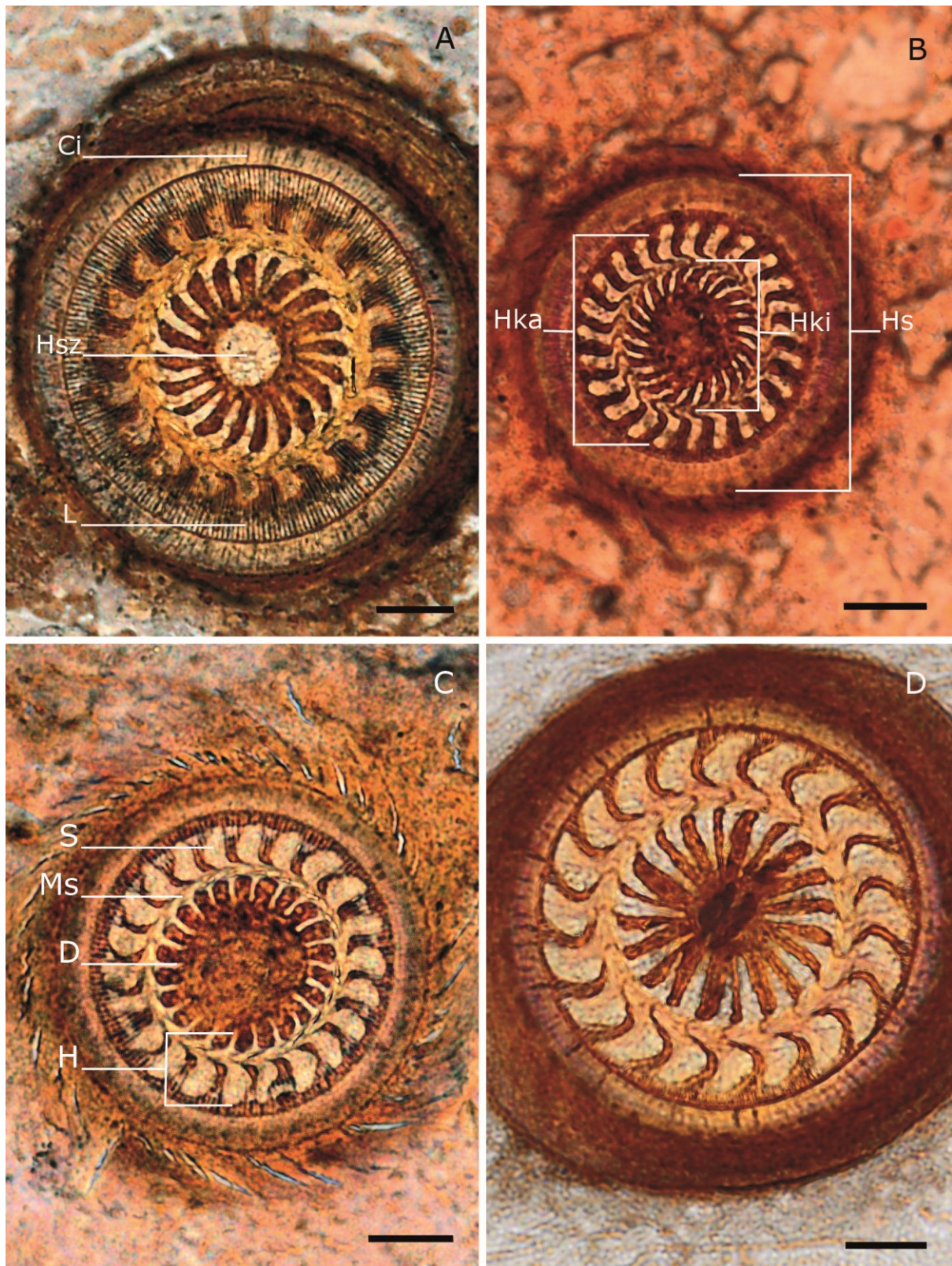
Fototafel 4: Untersuchungsgewässer Hohen Sprenger See. A) Geographische Lage des Hohen Sprenger Sees (Quelle: Google Maps, Zugriff: Februar 2016). B) Netzkäfige zur Zwischenhaltung von Fischen. C) Fischerboot auf dem Hohen Sprenger See. D) Entnahme des Fischmaterials aus den Reusen durch Werner Loch. E) Stellnetze in der Nähe des Ufers



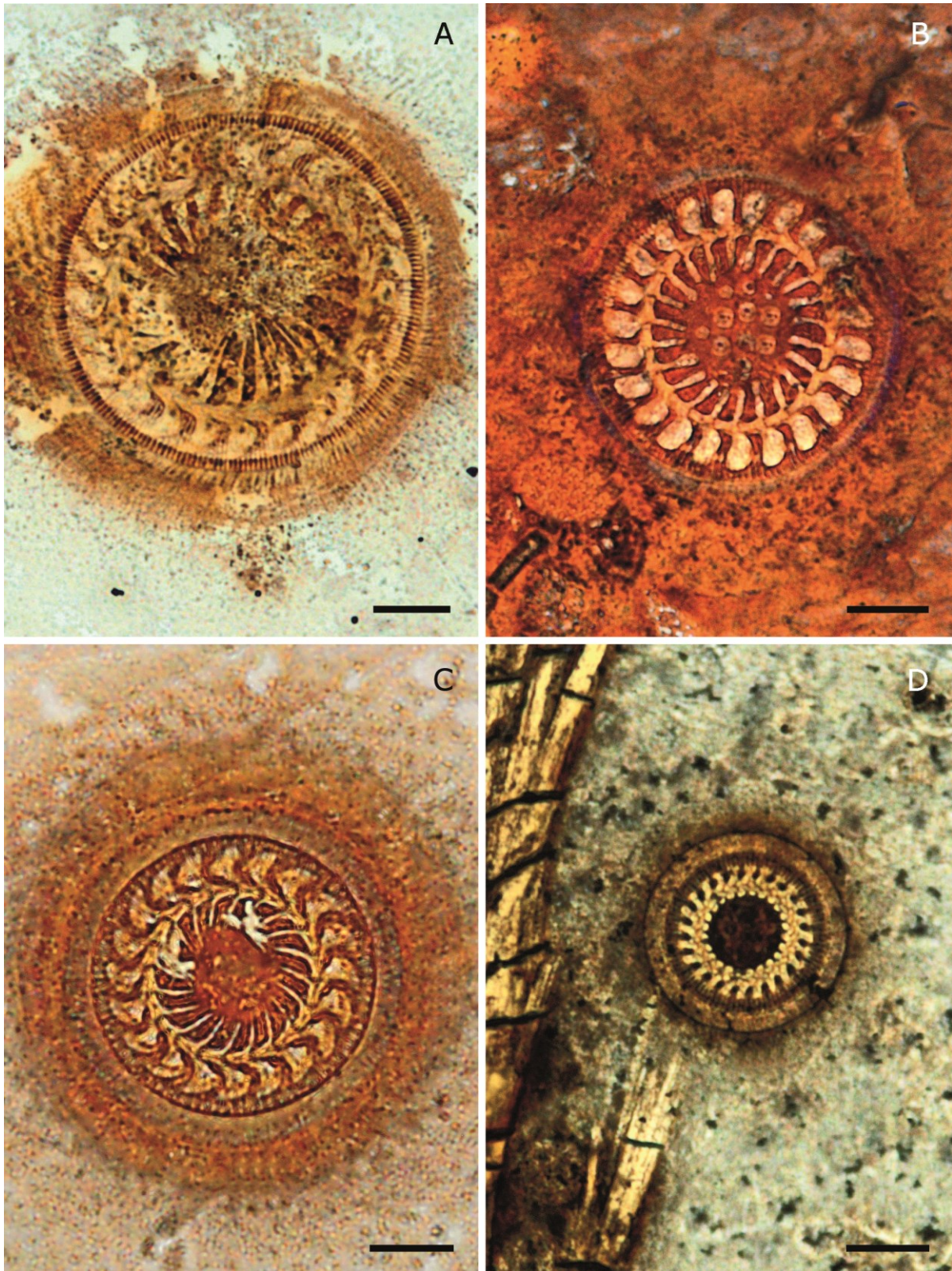
Fototafel 5: Untersuchungsgewässer Baltezers See, Riga. A-B) Geographische Lage des Baltezers Sees (Quelle: Google Maps, Zugriff: Februar 2016). C) Skizze des Baltezers Sees (Quelle: LGK 2002). D) Aufnahme vom Ufer des Baltezers Sees (Quelle: www.panoramio.com)



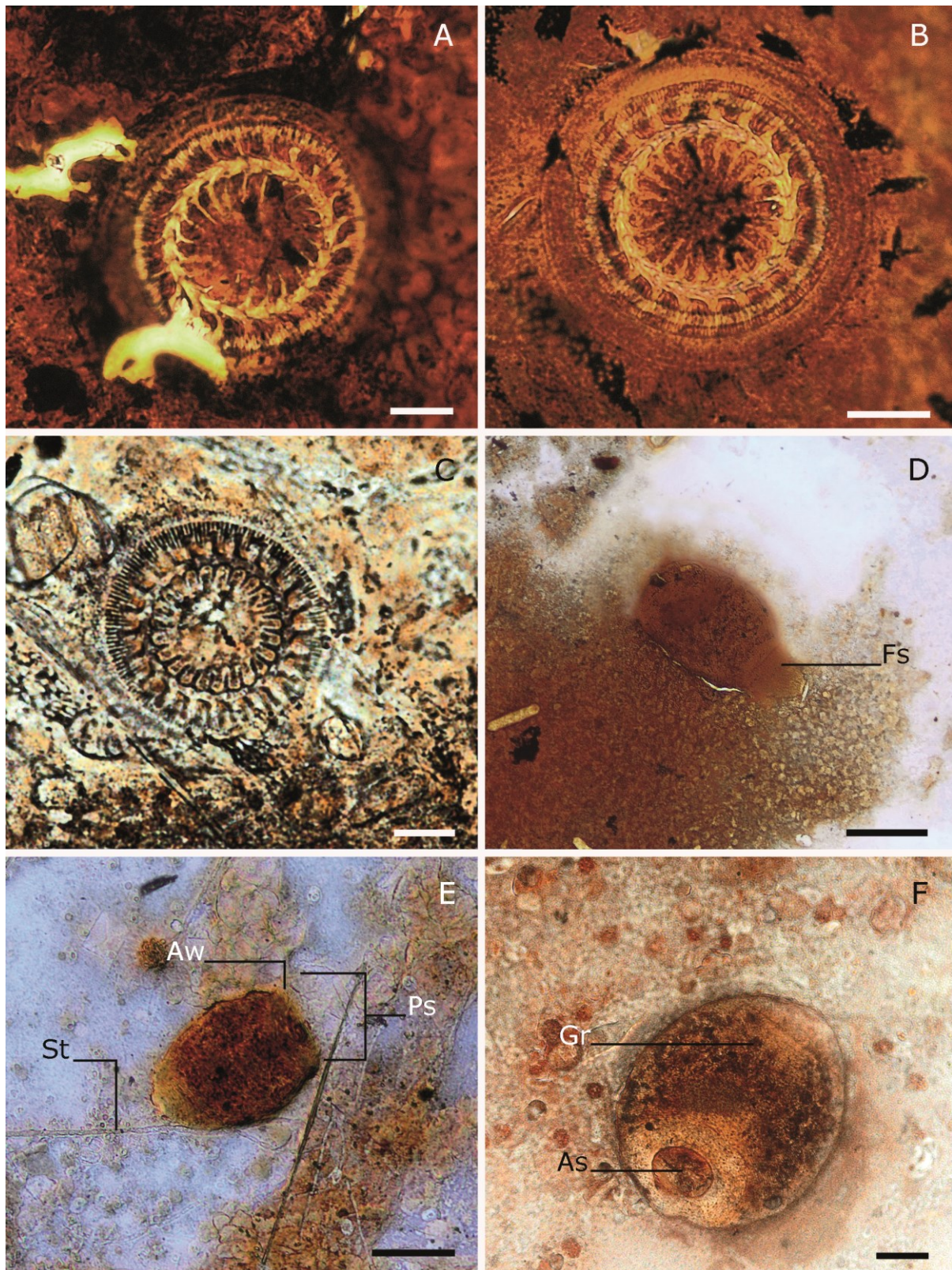
Fototafel 6: Pilze und Protozoa. A-B) Oomycota indet. auf den Kiemenfilamenten von *Blicca bjoerkna*. C-D) *Ichthyophthirius multifiliis* auf den Flossen bzw. Kiemen von *Rutilus rutilus*. Mn: Makronukleus. Silbernitratimprägnierung. **Balken:** A, D 100 µm; B-C 50 µm



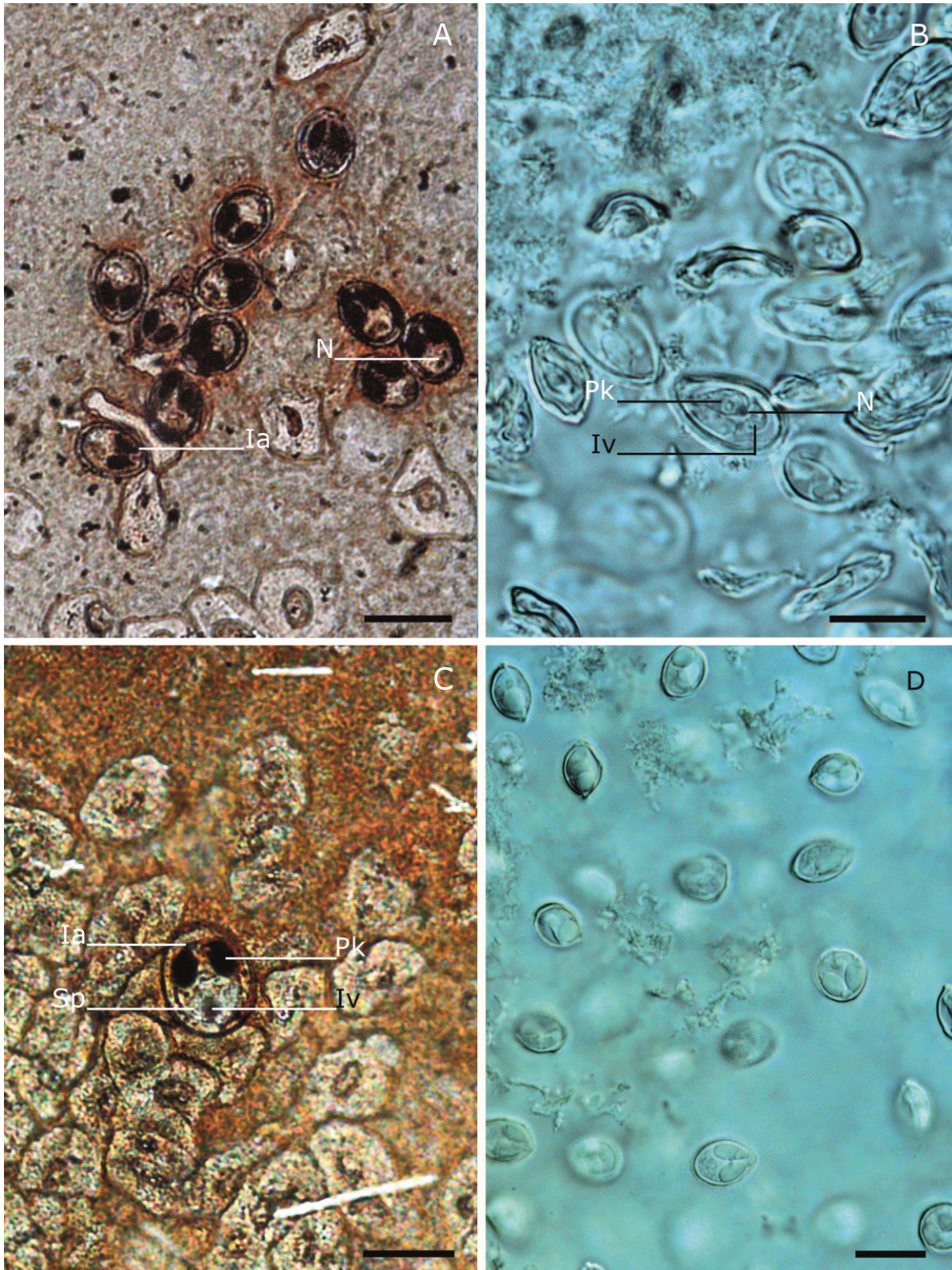
Fototafel 7: Protozoa, Gattung *Trichodina*. A) *Trichodina acuta* auf den Kiemen von *Gymnocephalus cernua*. B) *Trichodina modesta* auf den Kiemen von *Abramis brama*. C) *Trichodina mutabilis* auf den Kiemen von *G. cernua*. D) *Trichodina nigra* auf den Kiemen von *Rutilus rutilus*. Ci: Cilien, D: Dorn, H: Haken, Hka: Hakenkranz (außen), Hki: Hakenkranz (innen), Hs: Haftscheibe, Hsz: Haftscheibenzentrum, L: Leisten, Ms: Mittelstück, S: Schneide. Silbernitratimprägnierung. **Balken:** 10 µm



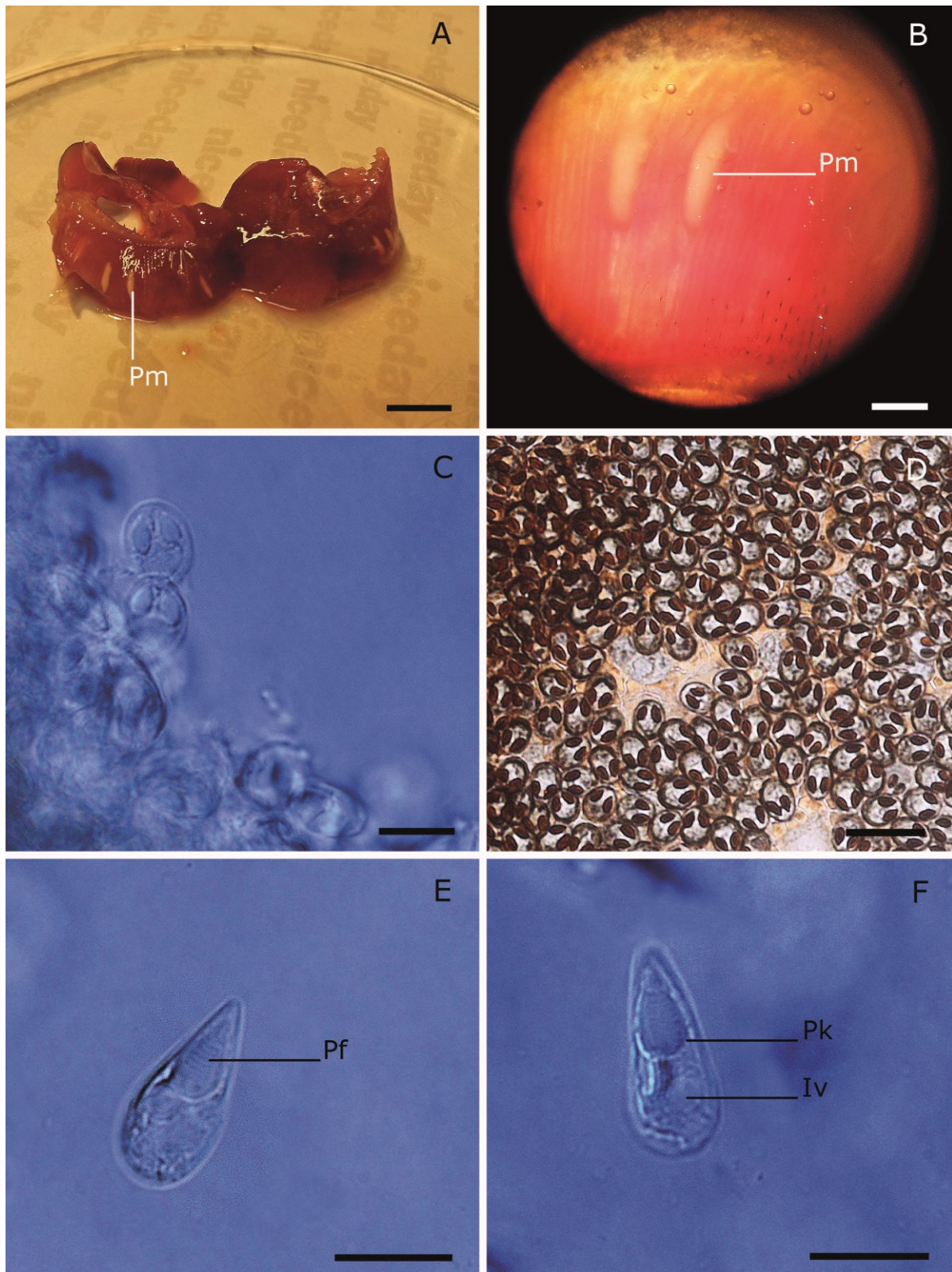
Fototafel 8: Protozoa, Gattung *Trichodina*. A) *Trichodina pediculus* auf den Kiemen von *Gymnocephalus cernua*. B) *Trichodina puytoraci* auf den Flossen von *Alburnus alburnus*. C) *Trichodina rostrata* auf den Flossen von *Rutilus rutilus*. D) *Trichodinella epizootica* auf den Kiemen von *A. alburnus*. Silbernitratimprägnierung. **Balken:** 10 μm



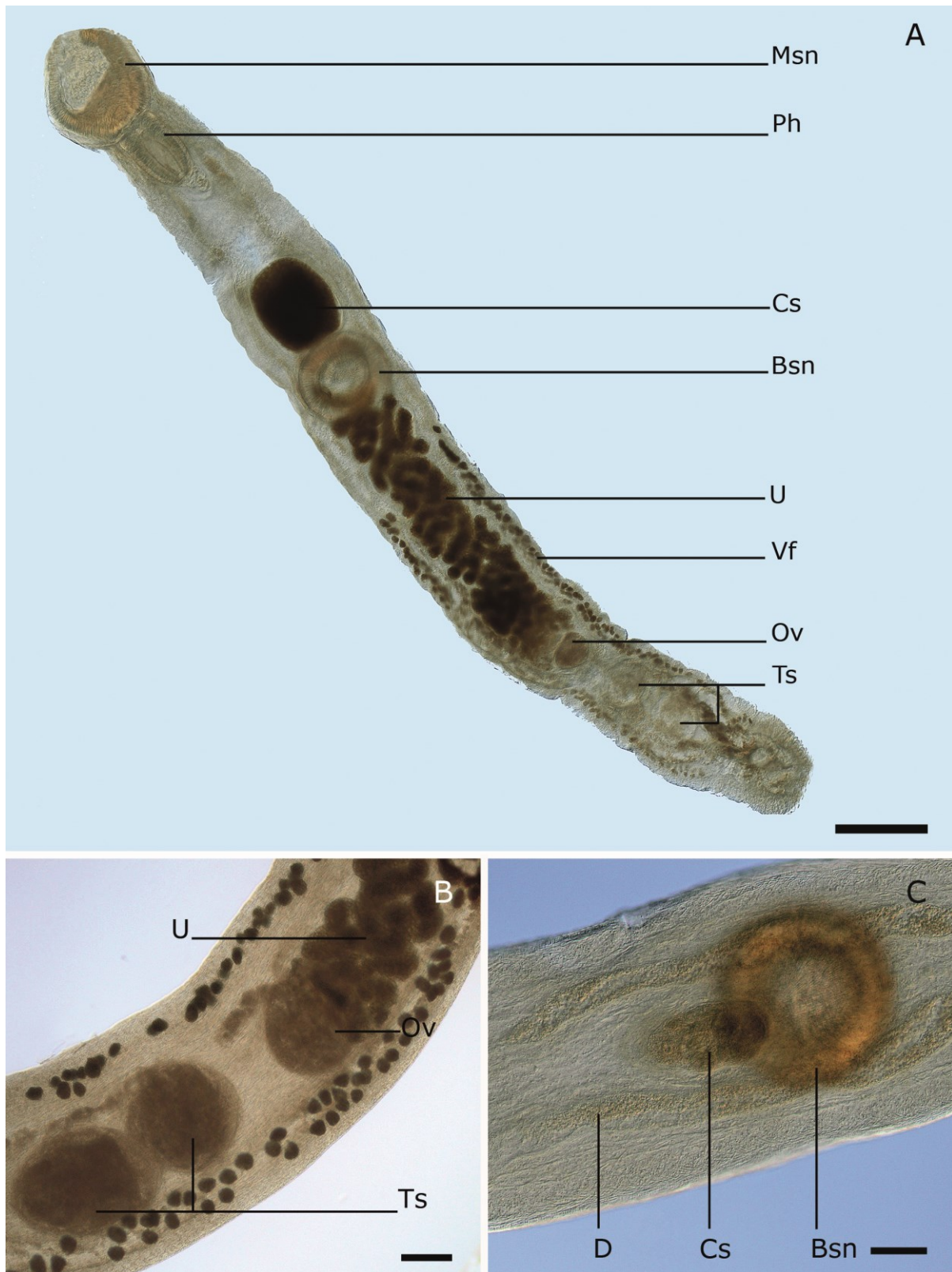
Fototafel 9: Protozoa, Ciliaten. A) *Trichodina* sp. auf den Flossen von *Abramis brama*. B) *Trichodina* sp. auf den Kiemen von *Rutilus rutilus*. C) *Trichodina* sp. auf den Flossen von *Alburnus alburnus*. D) *Apisoma piscicolum* auf den Flossen von *Blicca bjoerkna*. E) *Epistylis lwoffii* auf den Kiemen von *Gymnocephalus cernua*. F) *E. lwoffii* auf den Kiemen von *R. rutilus*, dargestellt ist ein vom Stiel gelöstes Zooid. As: Ansatzstelle des Stiels, Aw: adorale Wimpernspirale, Fs: Fußscheibe, Gr: Gastriolen, Ps: Peristom, St: Stiel. Silbernitratimprägnierung. **Balken:** A-C 10 µm; D-E 50 µm; F 20 µm



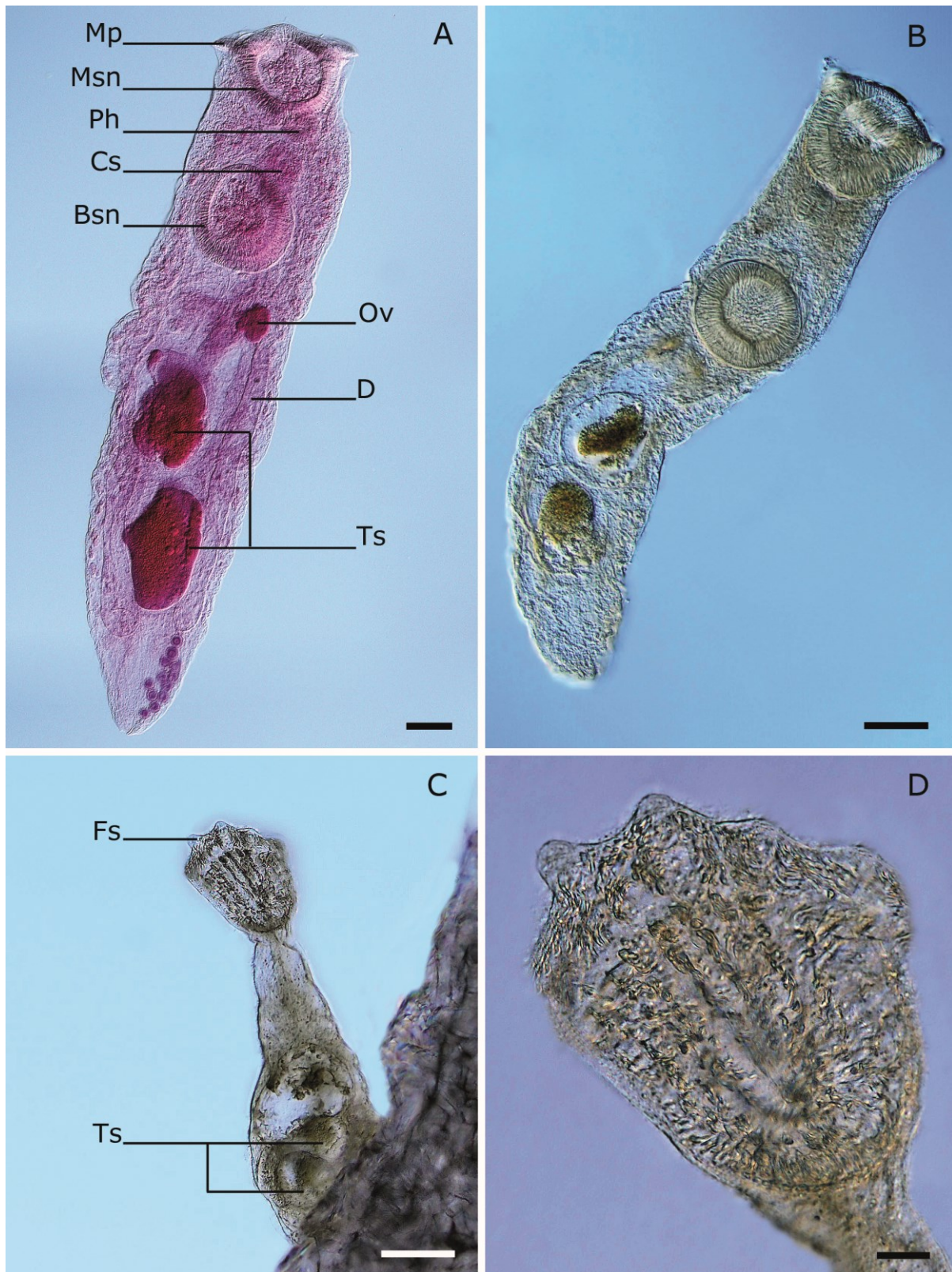
Fototafel 10: Myxozoa. A) *Myxobolus brahamae* auf den Kiemen von *Abramis brama*. B) *Myxobolus macrocapsularis* in den Mesenterien von *Scardinius erythrophthalmus*. C) *Myxobolus muelleri* auf den Kiemen von *Rutilus rutilus*. D) *Myxobolus oviformis* auf den Kiemen von *R. rutilus*. Ia: interkapsulärer Appendix, Iv: iodophile Vakuole, N: Nucleus/Nuklei, Pk: Polkapsel, Sp: Sporoplasma. Silbernitratimprägnierung: A, C. Glycerinpräparate: B, D. **Balken:** 10 µm



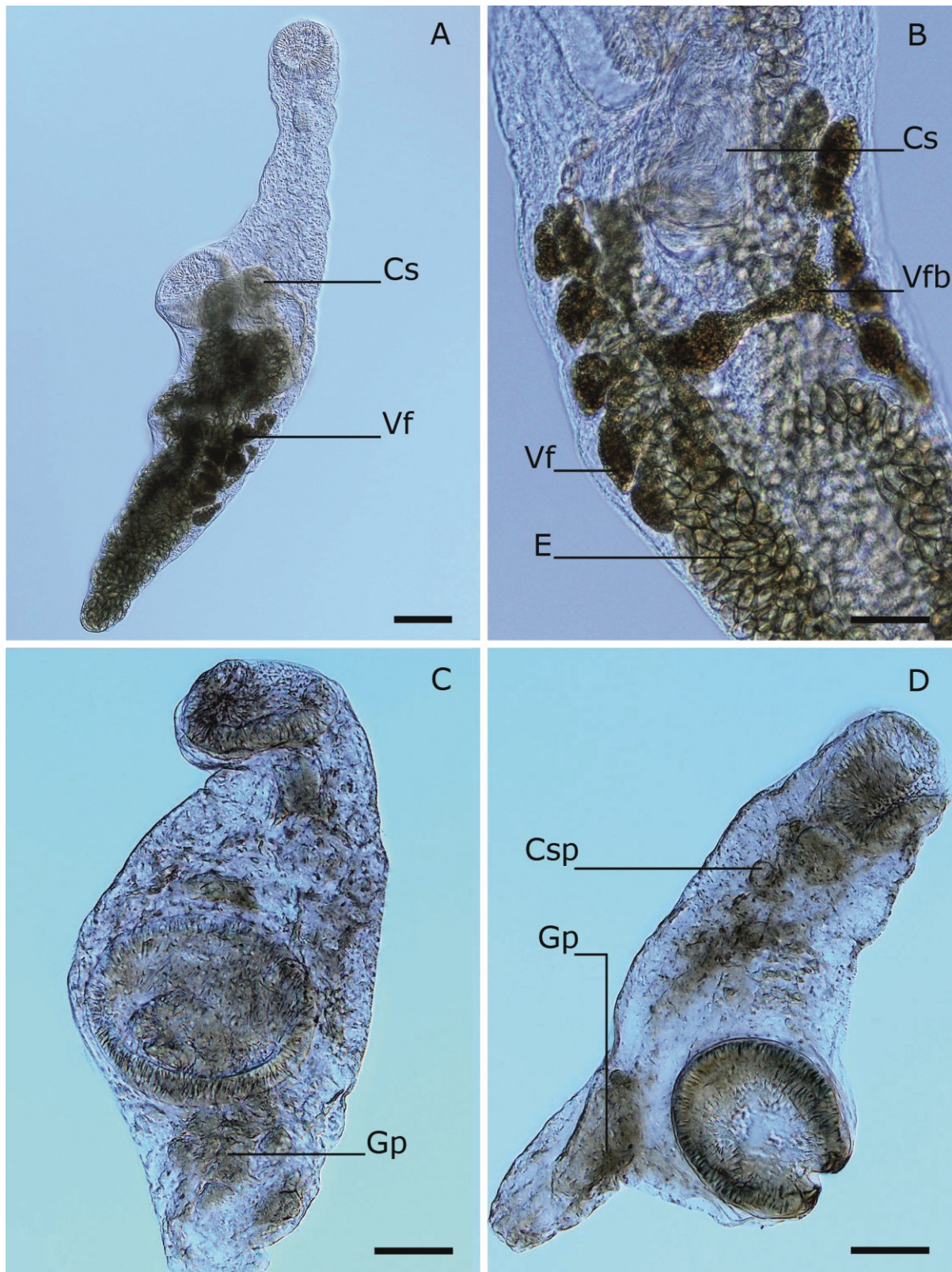
Fototafel 11: Myxozoa. A) Kiemen von *Scardinius erythrophthalmus* mit aufliegenden Plasmodien gefüllt mit Sporen der Art *Myxobolus scardinii*. B) Nahaufnahme der gleichen Plasmodien durch ein Binokular. C-D) Detailaufnahme der Sporen der Art *M. scardinii*. E-F) Sporen der Art *Thelohanellus pyriformis* in den Kiemen von *Tinca tinca*. Iv: iodophile Vakuole, Pf: Polarfilament, Pk: Polkapsel, Pm: Plasmodium. Glycerinpräparate: C, E-F. Silbernitratimprägnierung: D. **Balken:** A 2 mm; B 0,5 mm; C, E-F 10 µm; D 20 µm



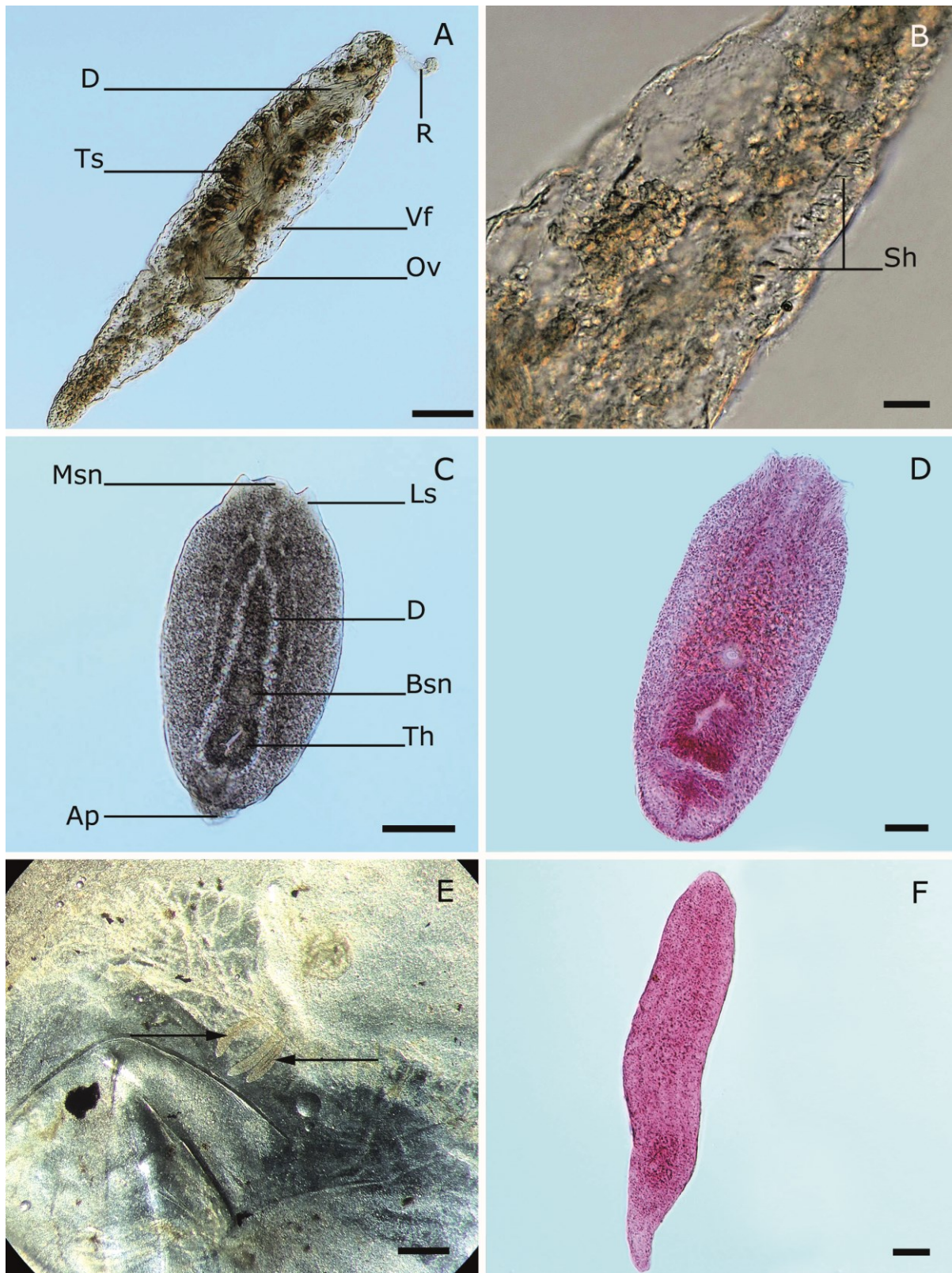
Fototafel 12: Digenea, *Azygia lucii*. A) Habitus von *A. lucii* aus den Kiemen von *Gymnocephalus cernua*, üblicher Sitz ist Magen-Darm-Trakt. B) Detailaufnahme der Geschlechtsorgane, Parasit isoliert aus dem Magen von *Anguilla anguilla*. C) Detailaufnahme des Cirrussackes, Parasit isoliert aus den Kiemen von *Perca fluviatilis*. Bsn: Bauchsaugnapf, Cs: Cirrussack, D: Darm, Msn: Mundsaugnapf, Ov: Ovar, Ph: Pharynx, Ts: Testes, U: Uterus, Vf: Vitellarfollikel. Glycerinpräparate. **Balken:** A 0,5 mm; B 100 µm; C 200 µm



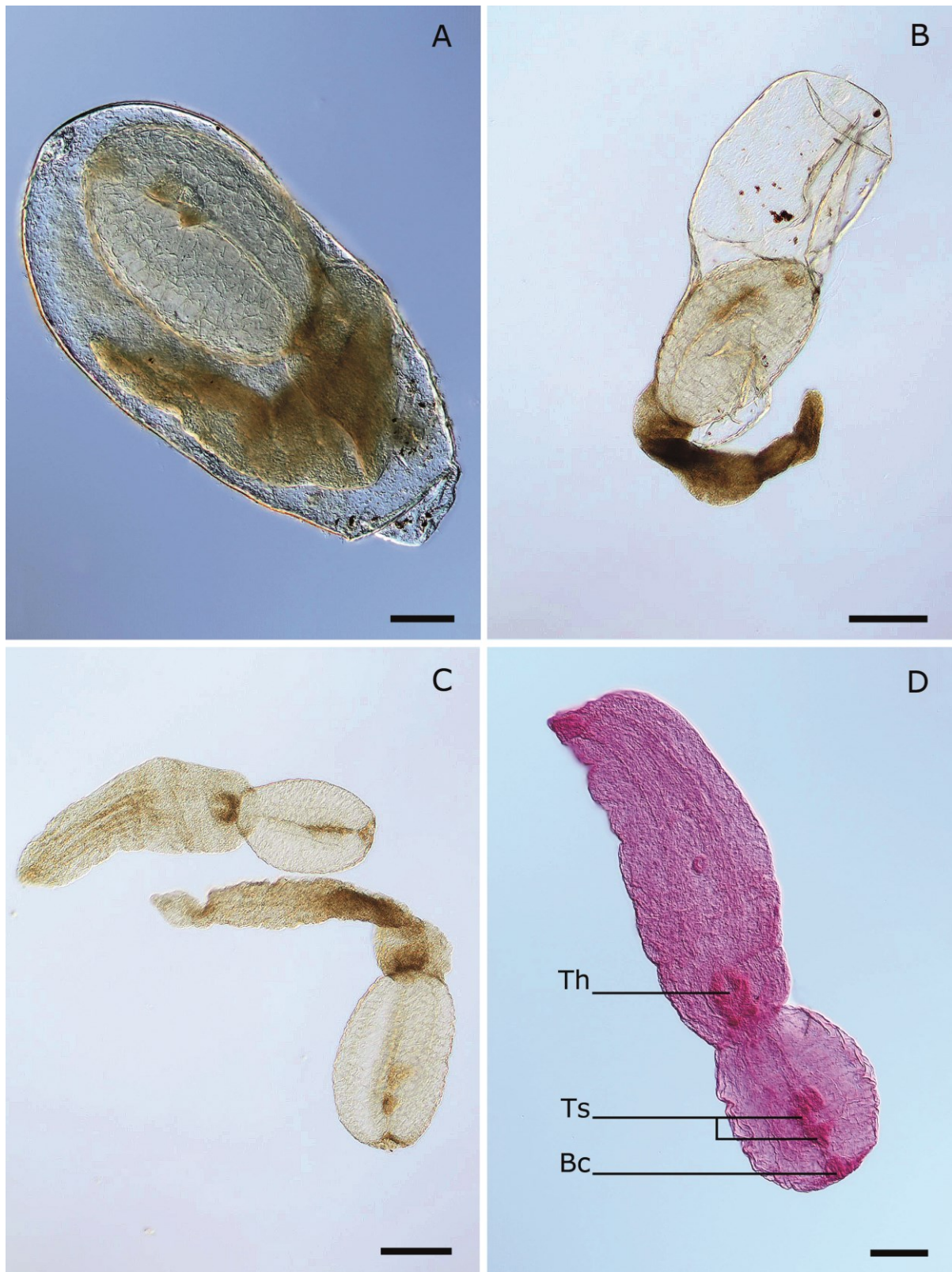
Fototafel 13: Digenea. A-B) Habitus von *Bunodera lucioperca*, isoliert aus dem Darm von *Perca fluviatilis*. C) Habitus von *Bucephalus polymorphus*, isoliert aus den Kiemen von *Rutilus rutilus* (Baltezers See). D) Detailaufnahme des Mundsaugnapfes von *B. polymorphus*. Bsn: Bauchsaugnapf, Cs: Cirrussack, D: Darm, Fs: Fortsätze, Mp: Muskelpapillen, Msn: Mundsaugnapf, Ov: Ovar, Ph: Pharynx, Ts: Testes. Salzsäure-Karmin-Färbung eingebettet in Kanadabalsam: A. Glycerinpräparate: B-D. **Balken:** A-C 100 µm; D 20 µm



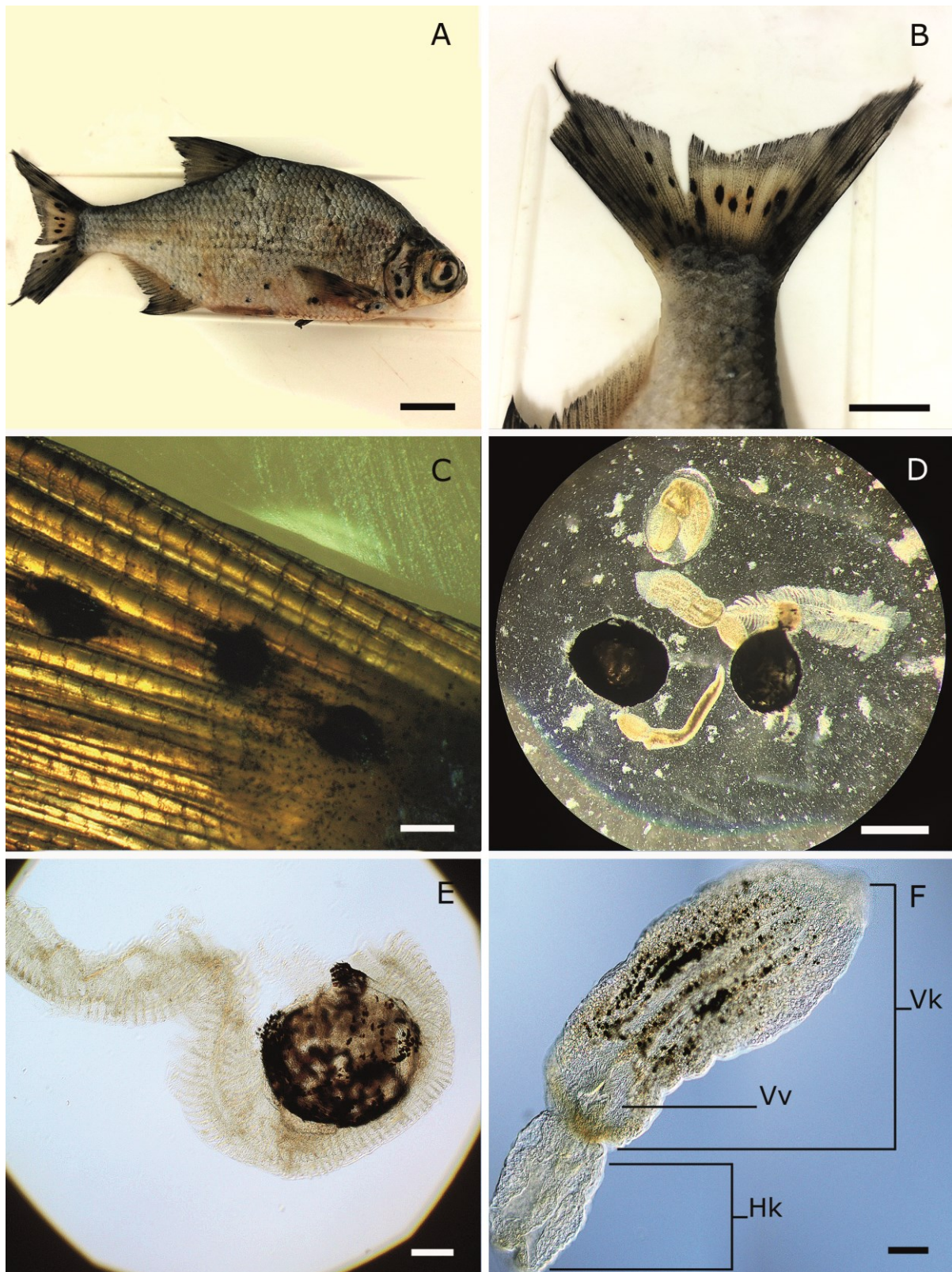
Fototafel 14: Digenea. A) Habitus von *Asymphylogora tincae*, isoliert aus dem Darm von *Tinca tinca*. B) Detailaufnahme der Vitellarfollikel-Brücke und des Cirrussackes von *A. tincae*. C-D) Habitus des präadulten Stadiums von *Sphaerostoma bramae*, isoliert aus dem Darm von *Blicca bjoerkna* und *Abramis brama*. Cs: Cirrussack, Csp: Cirrussackprimordien, E: Eier, Gp: Genitalprimordien, Vf: Vitellarfollikel, Vfb: Vitellarfollikel-Brücke. Glycerinpräparate. **Balken:** A, C-D 100 μ m; B 50 μ m



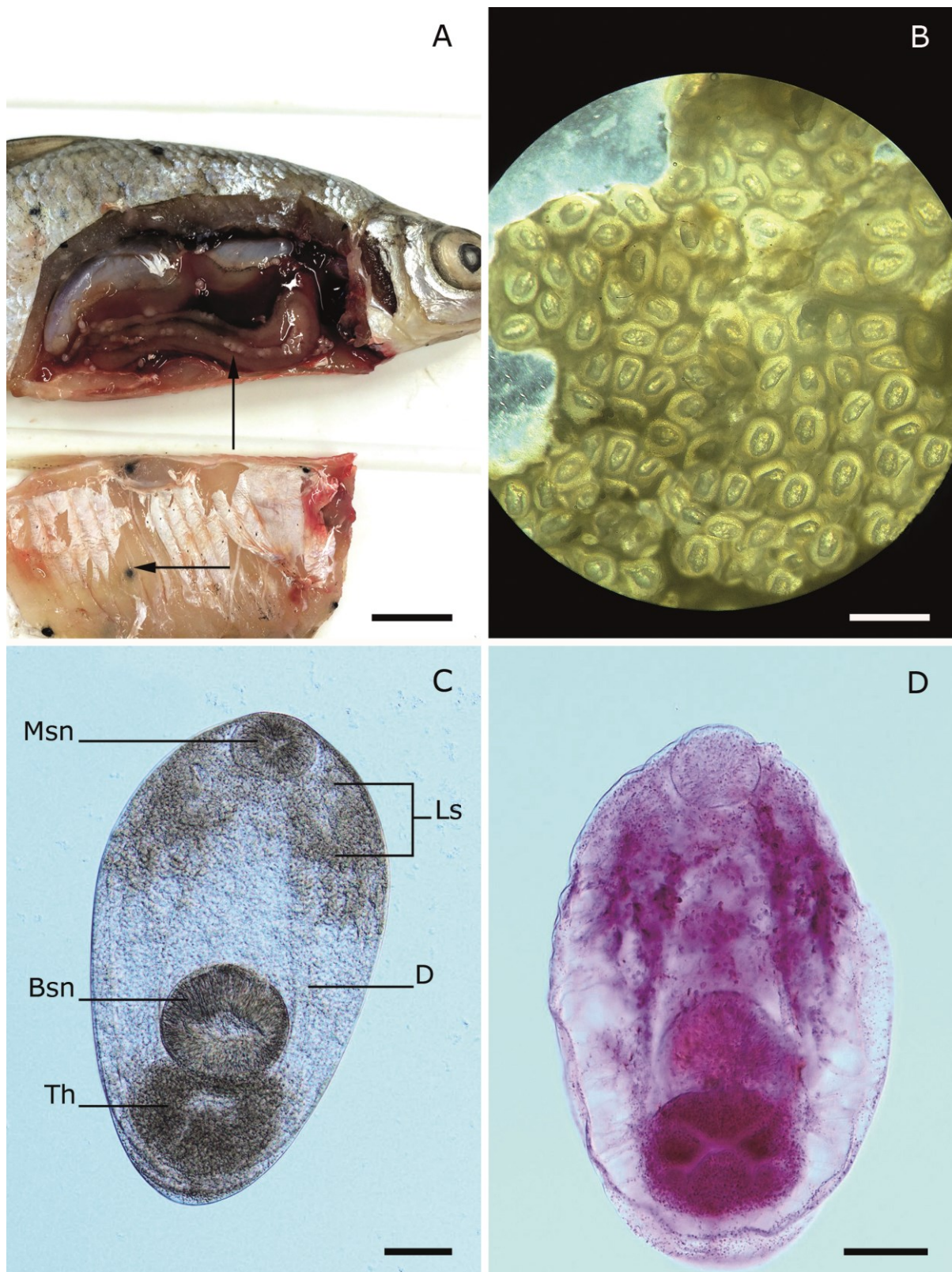
Fototafel 15: Digenea. A) Habitus von *Sanguinicola armata*, isoliert aus dem Auge von *Scardinius erythrophthalmus*. B) Detailaufnahme der Stacheln am Körperrand von *S. armata*. C-D) Habitus von *Diplostomum* spp., isoliert aus dem Auge von *Blicca bjoerkna* (C) und *Perca fluviatilis* (D). E) Aufnahme durch ein Binokular von *Tyloodelphys clavata* eingebettet in die Gewebeschichten im Inneren des Auges von *R. rutilus* (Hohen Sprenger See). F) Habitus von *T. clavata*, isoliert aus dem Auge von *R. rutilus*. Ap: Appendix, D: Darm, Ls: laterale Sauggruben, Msn: Mundsaugnapf, Ov: Ovar, R: Rüssel, Sh: Stacheln, Th: tribozytisches Halteorgan, Ts: Testes, Vf: Vitellarfollikel. Glycerinpräparate: A-C. Salzsäure-Karmin-Färbung eingebettet in Kanadabalsam; D, F. **Balken:** A, D 100 µm; B 20 µm; C, E 0,4 mm; D, F 50 µm.



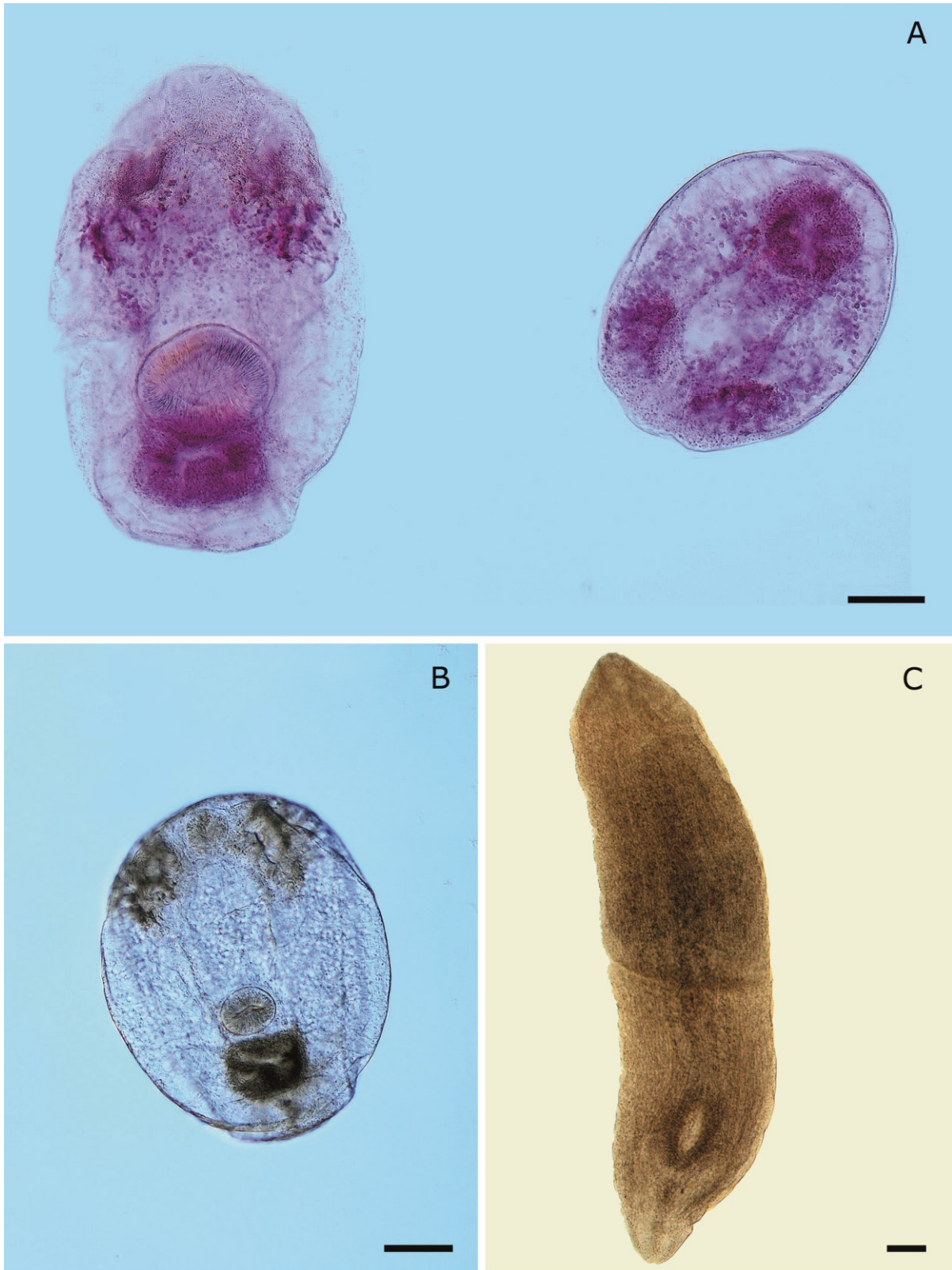
Fototafel 16: Digenea, *Posthodiplostomum brevicaudatum*. A) Metacercarie von *P. brevicaudatum* umhüllt von einer Cyste, isoliert aus dem Glaskörper von *Scardinius erythrophthalmus*. B) *P. brevicaudatum* teilweise encystiert. C-D) Habitus von *P. brevicaudatum*. Bc: Bursa copulatrix, Th: tribozytisches Halteorgan, Ts: Testes. Glycerinpräparate: A-C. Salzsäure-Karmin-Färbung eingebettet in Kanadabalsam: D. **Balken:** A, D 100 µm; B-C 200 µm



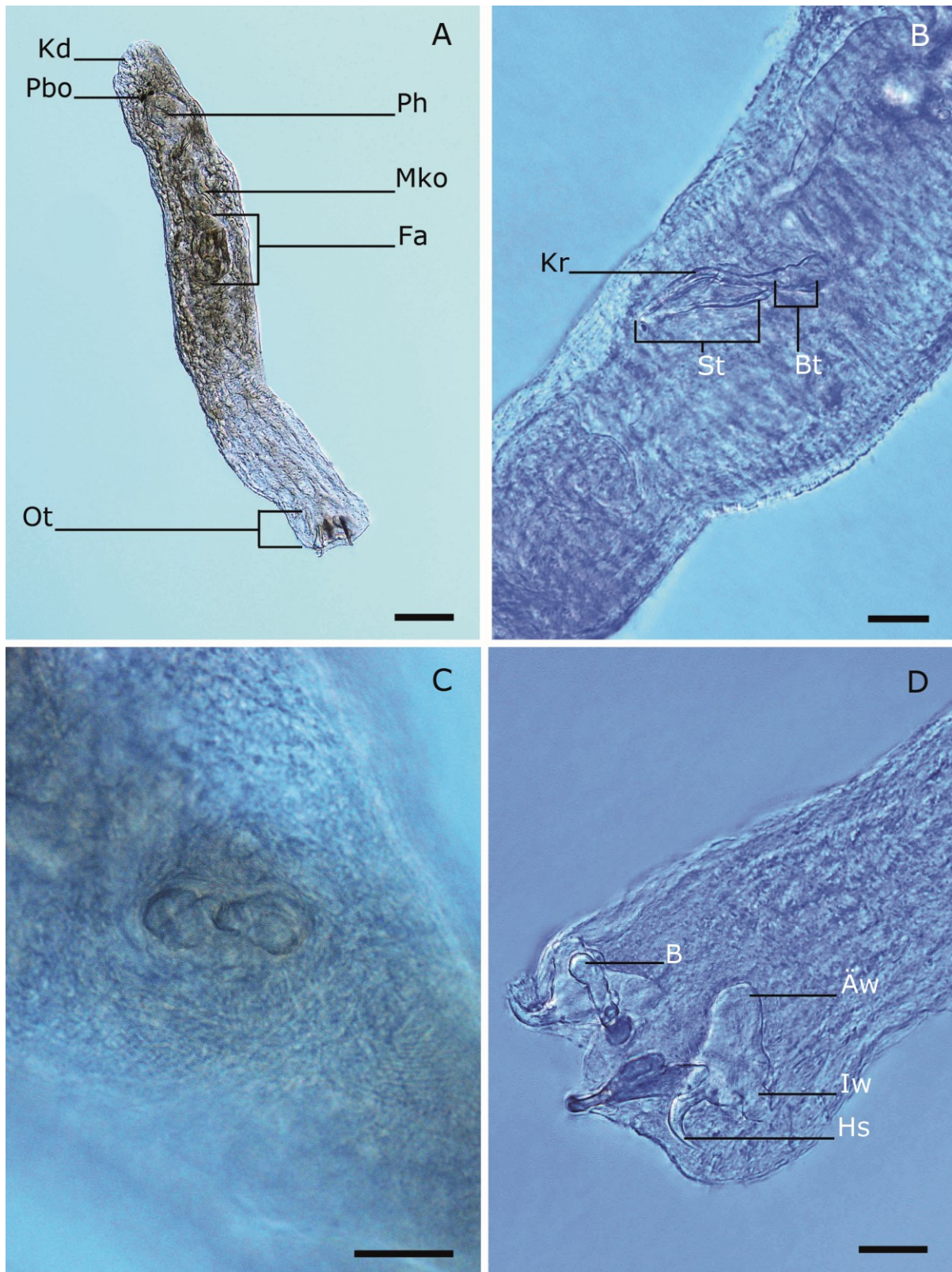
Fototafel 17: Digenea, *Posthodiplostomum cuticola*. A) Schwarzpünktchenkrankheit, Metacercarien von *P. cuticola* in melanisierter Cyste auf der Körperoberfläche von *Blicca bjoerkna*. B-C) Schwanzflosse von *B. bjoerkna* befallen mit *P. cuticola*. D) Isolierte Cysten von *P. cuticola*. Schwarze Cysten sind zweifach (vom Fisch und vom Parasiten) encystierte Metacercarien. Transparente Cyste (oben) ist die vom Parasiten gebildete Hülle. In der Mitte liegen frei präparierte Metacercarien. E) Cyste von *P. cuticola*. F) Habitus von *P. cuticola*. Hk: Hinterkörper, Vk: Vorderkörper, Vv: ventrale Vertiefung. Glycerinpräparat: F. **Balken:** A 1,5 cm; B-C 1 cm; D 0,5 mm; E 200 μ m; F 100 μ m



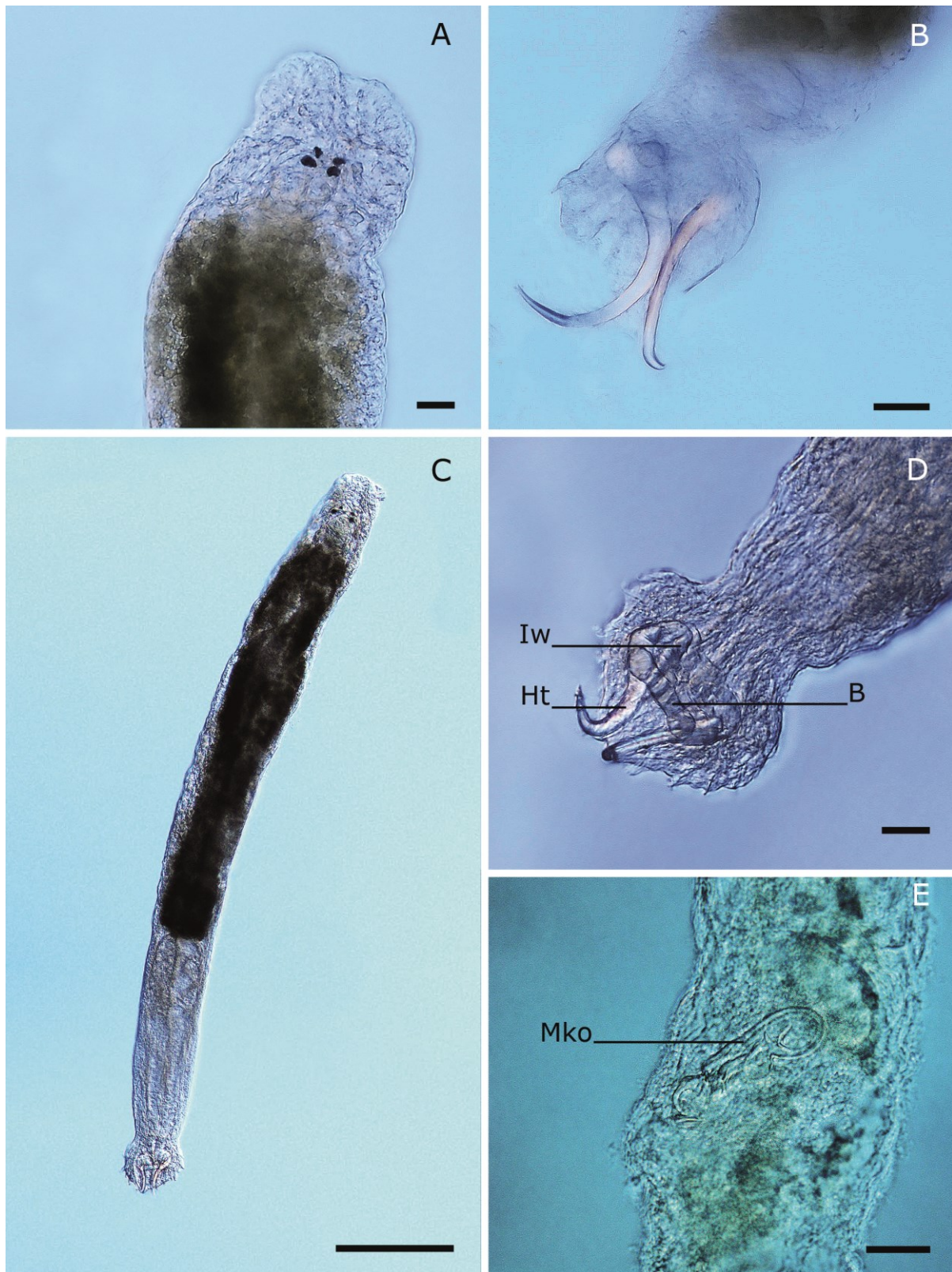
Fototafel 18: Digenea, *Ichthyocotylurus plathycephalus*. A) Fensterschnitt, freigelegte inneren Organe von *Blicca bjoerkna*. Starker Befall mit Metacercarien von *P. cuticola* (schwarze Cysten auf der Oberfläche bzw. in der Muskulatur (Pfeil)) und *I. plathycephalus* (weiße Cysten in den Mesenterien (Pfeil)). B) Massenbefall mit *I. plathycephalus*, aus Mesenterien von *B. bjoerkna* isolierte Metacercarien. C-D) Habitus von *I. plathycephalus*. Bsn: Bauchsaugnapf, D: Darm, Ls: laterale Sauggruben, Msn: Mundsaugnapf, Th: tribozytisches Halteorgan. Glycerinpräparat: C. Salzsäure-Karmin-Färbung eingebettet in Kanadabalsam; D. **Balken:** A 1 cm; B 2 cm; C-D 100 μ m



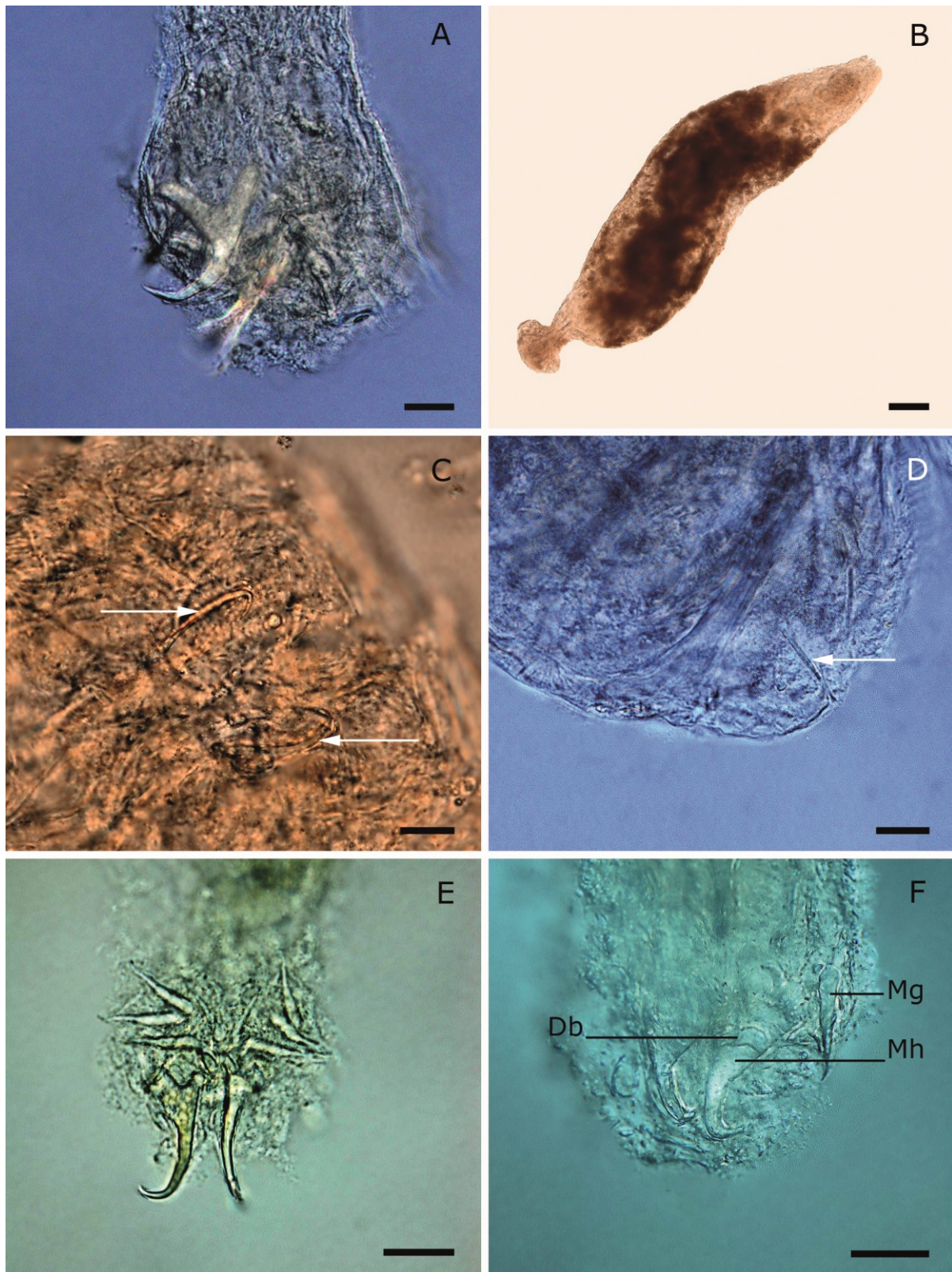
Fototafel 19: Digenea. A) Habitus von *I. plathycephalus* (links) und *I. variegatus* (rechts) im Vergleich, isoliert aus den Mesenterien von *Gymnocephalus cernua*. B) Habitus von *I. variegatus*. C) Habitus von *Tylodelphys podicipina*, isoliert aus dem Auge von *G. cernua*. Salzsäure-Karmin-Färbung eingebettet in Kanadabalsam; A. Glycerinpräparate: B-C. **Balken:** 100 μ m



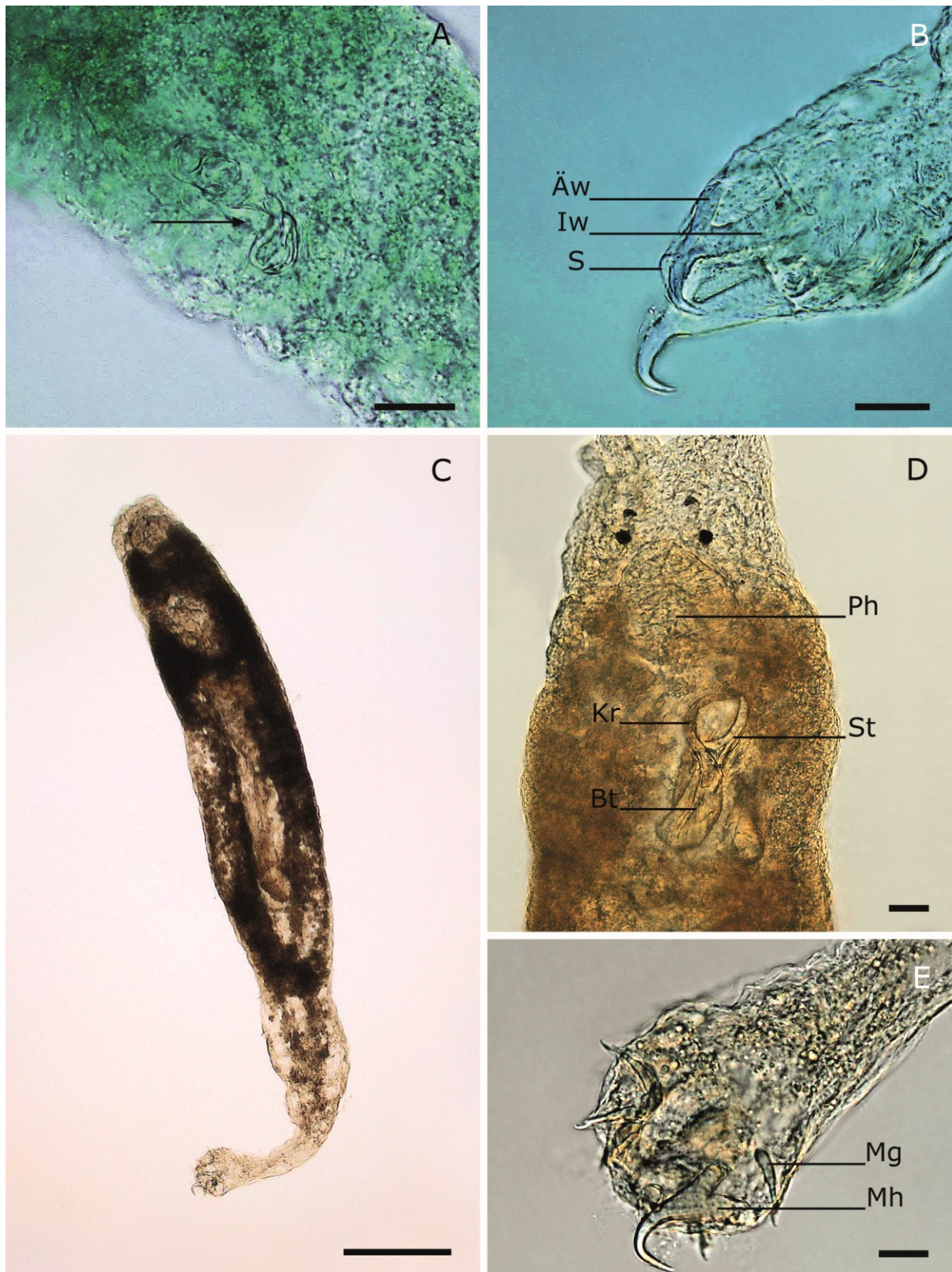
Fototafel 20: Monogenea, *Ancyrocephalus percae*. A) Habitus von *A. percae*, isoliert aus den Kiemen von *Perca fluviatilis*. B) Männliches Kopulationsorgan. C) Weibliches Vaginalröhrchen. D) Opisthaptor mit vier Mittelhaken. B: Brücke, Äw: äußerer Wurzelfortsatz, Bt: Basalteil, Fa: Fortpflanzungsapparat (♀ und ♂), Hs: Hakenspitze, Iw: innerer Wurzelfortsatz, Kd: Kopfdrüsen, Kr: Kopulationsrohr, Mko: männliches Kopulationsorgan, Ot: Opisthaptor, Pbo: Pigmentbecherocellen, Ph: Pharynx, St: Stützteil. Glycerinpräparate. **Balken:** A 100 µm; B-D 20 µm



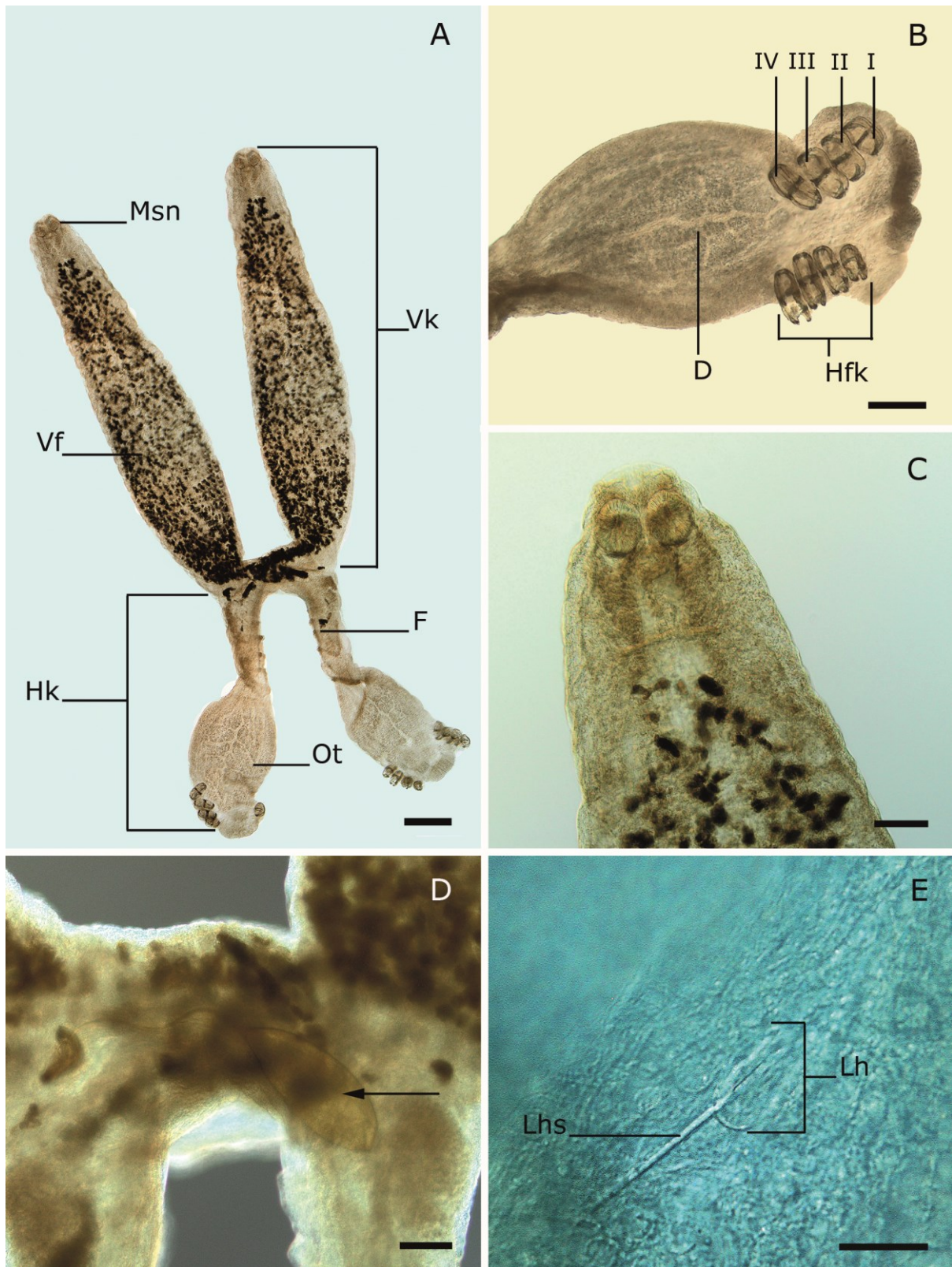
Fototafel 21: Monogenea. A) Vorderkörper von *Pseudodactylogyrus anguillae*, isoliert aus den Kiemen von *Anguilla anguilla*. B) Opisthaptor von *P. anguillae* mit ventral gerichteten Mittelhaken. C) Habitus von *P. bini*, isoliert aus den Kiemen von *A. anguilla*. D) Opisthaptor von *P. bini*. E) Männliches Kopulationsorgan von *Dactylogyrus crucifer*, isoliert aus den Kiemen von *Rutilus rutilus* (Baltezers See). B: Brücke, Ht: Hakenteil, Iw: innerer Wurzelfortsatz (eingeklappt), Mko: männliches Kopulationsorgan. Glycerinpräparate. **Balken:** A-B, D-E 20 µm; C 200 µm



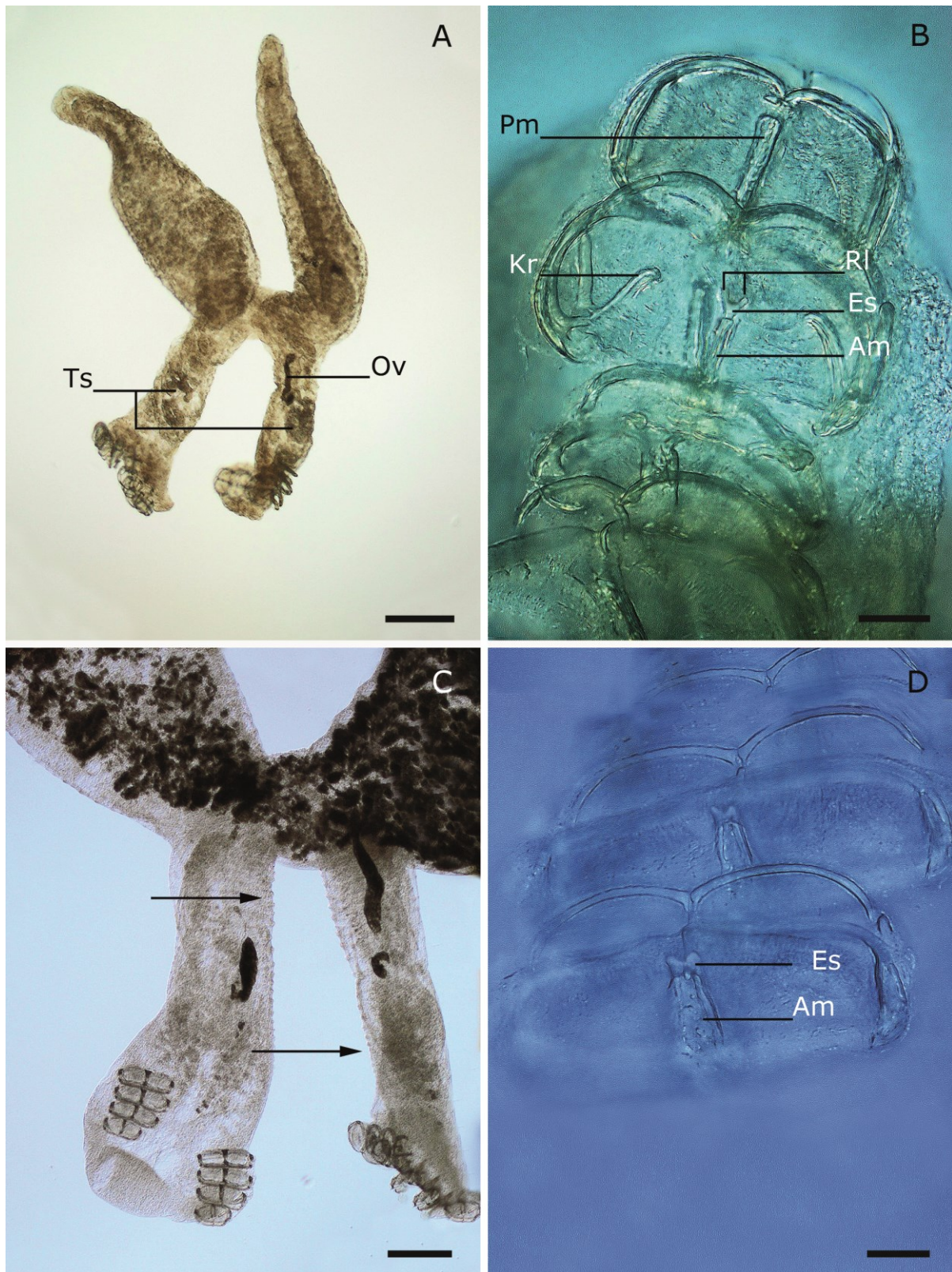
Fototafel 22: Monogenea. A) Opisthaptor von *Dactylogyus fallax*, isoliert aus den Kiemen von *Rutilus rutilus* (Baltezers See). B) Habitus von *D. micracanthus*, isoliert aus den Kiemen von *Rutilus rutilus* (Baltezers See). C) Detailansicht der Mittelhaken von *D. micracanthus*. D) Detailansicht der Marginalhaken von *D. micracanthus*. E) Opisthaptor von *D. nanus*, isoliert aus den Kiemen von *Rutilus rutilus* (Baltezers See). F) Detailansicht der Mittelhaken, der dorsalen Brücke (bei der Präparation verschoben) und des Marginalhakens (III) von *D. similis*, isoliert aus den Kiemen von *Rutilus rutilus* (Baltezers See). Db: dorsale Brücke, Mg: Marginalhaken, Mh: Mittelhaken. Glycerinpräparate. **Balken:** A, E-F 20 µm; B 100 µm; C-D 10 µm



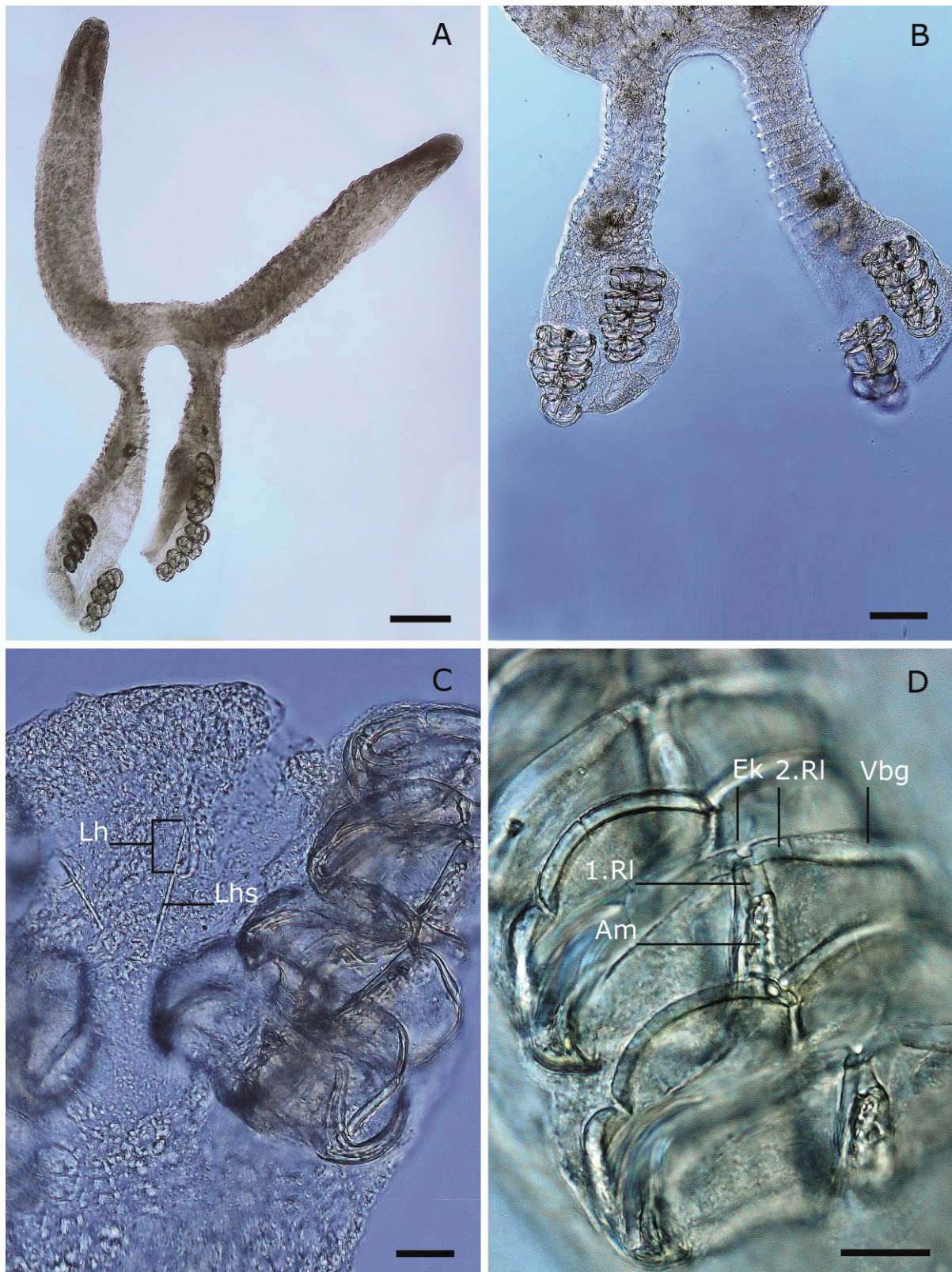
Fototafel 23: Monogenea. A) Männliches Kopulationsorgan von *Dactylogyrus sphyrna*, isoliert aus den Kiemen von *Blicca bjoerkna*. B) Detailansicht der Mittelhaken mit Sehne von *D. sphyrna*. C) Habitus von *D. tincae*, isoliert aus den Kiemen von *Tinca tinca*. D) Vorderkörper von *D. tincae* mit dem männlichen Kopulationsorgan. E) Opisthaptor von *D. tincae*. Äw: äußerer Wurzelfortsatz, Bt: Basalteil, Iw: innerer Wurzelfortsatz, Kr: Kopulationsrohr, Mg: Marginalhaken, Mh: Mittelhaken, Ph: Pharynx, S: Sehne, St: Stützteil. Glycerinpräparate. **Balken:** A-B, D-E 20 µm; C 200 µm



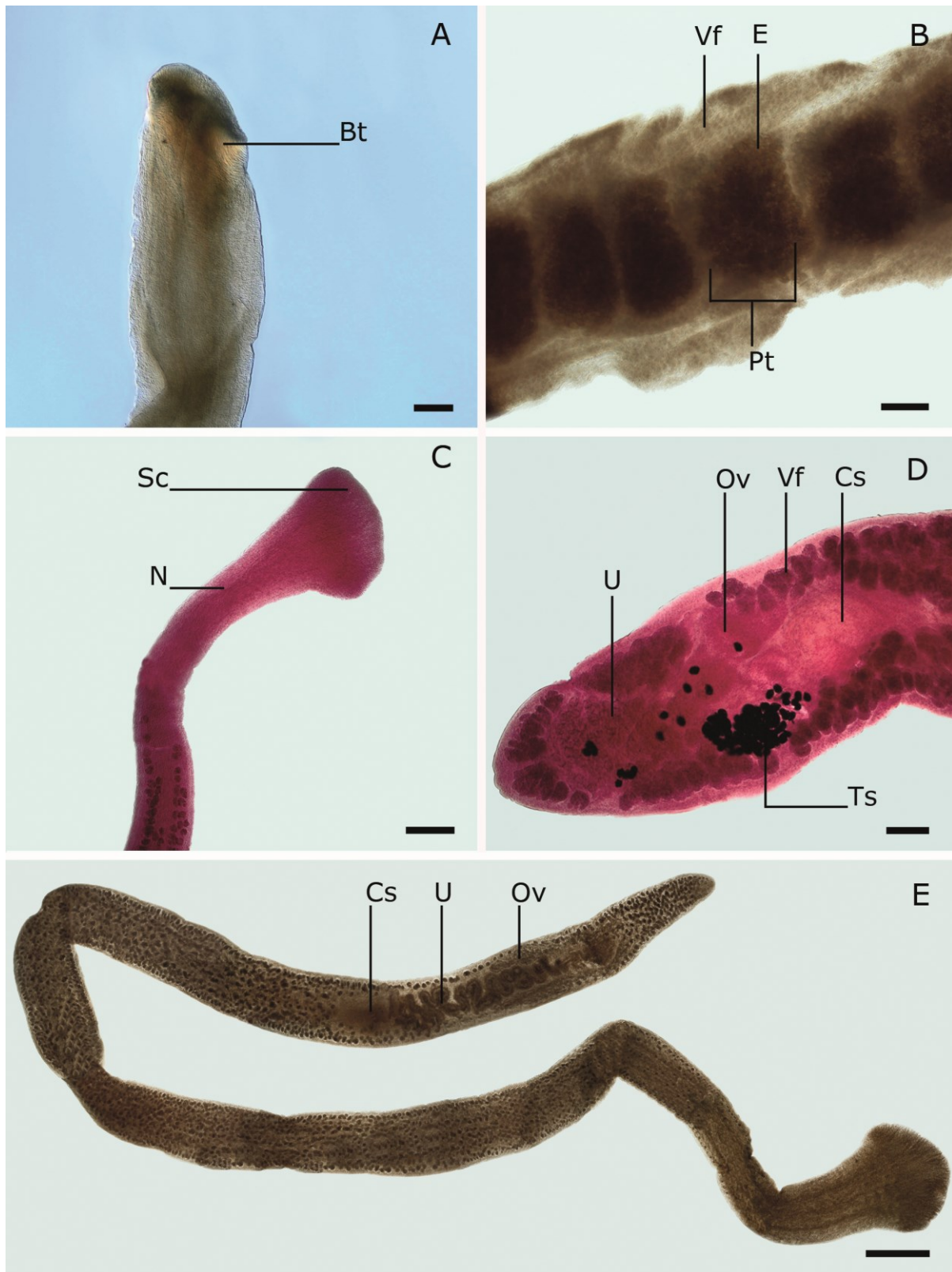
Fototafel 24: Monogenea, *Diplozoon paradoxum*. A) Habitus von *D. paradoxum*, isoliert aus den Kiemen von *Abramis brama*. B) Opisthaptor mit Haftklammern (I-IV). C) Vorderkörper mit Mundsaugnäpfen. D) Detailaufnahme der Verwachsungsstelle inkl. Ei mit einem langen Filament (Pfeile). E) Larvalhaken. D: Darm, F: Falten, Hfk: Haftklammer, Hk: Hinterkörper, Lh: Larvalhaken, Lhs: Larvalhakenstiel, Msn: Mundsaugnäpf, Ot: Opisthaptor, Vf: Vitellarfollikel, Vk: Vorderkörper. Glycerinpräparate. **Balken:** A 400 µm; B 200 µm; C-D 100 µm; E 20 µm



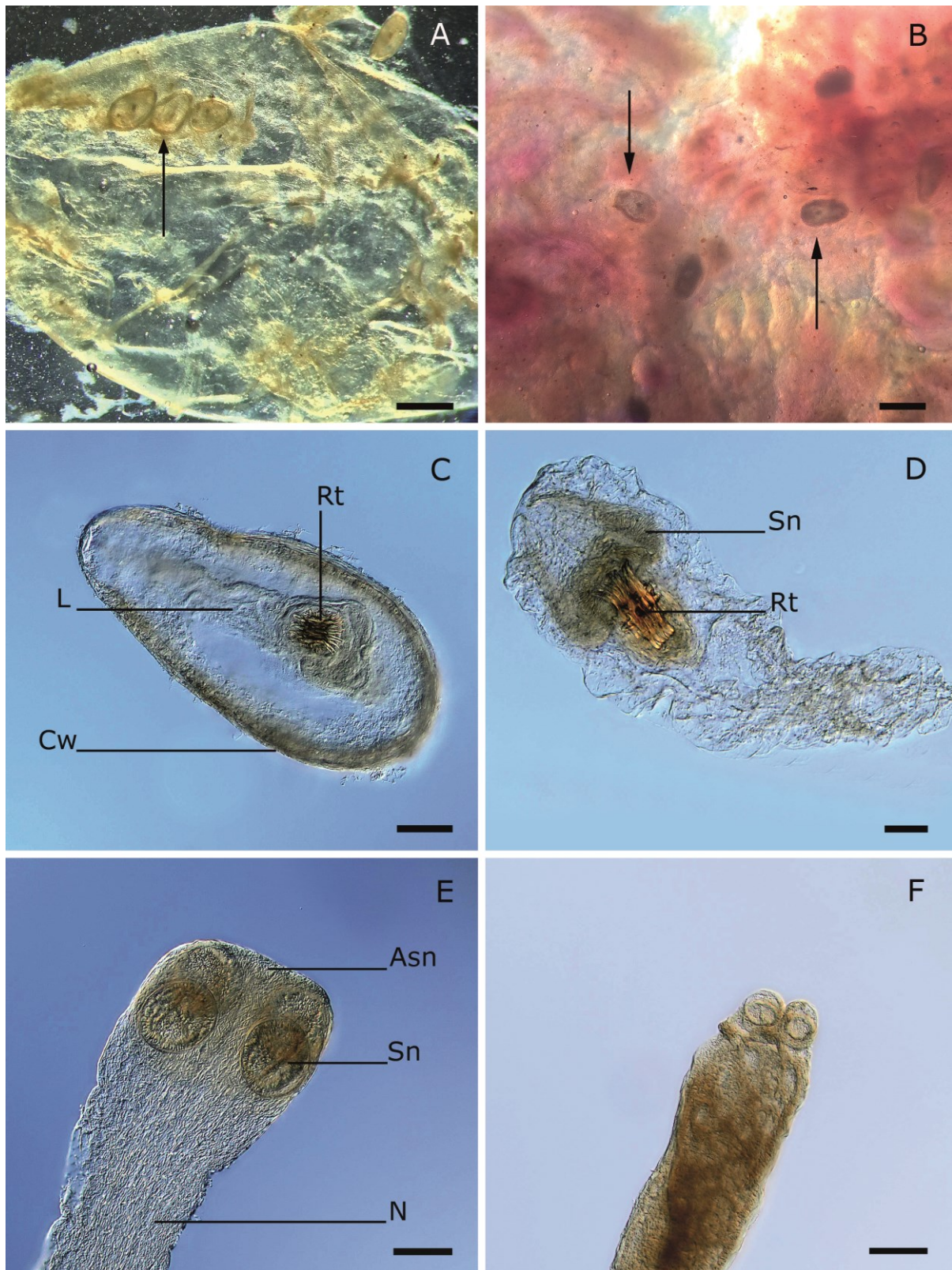
Fototafel 25: Monogenea. A) Habitus von *Paradiplozoon alburni*, isoliert aus den Kiemen von *Alburnus alburnus*. B) Detailansicht der Haftklammern (II-III) von *P. alburni* inkl. des viereckigen Ergänzungsstücks. C) Hinterkörper von *Paradiplozoon homoion* mit durchgehender Faltenbildung (Pfeile), isoliert aus den Kiemen von *Rutilus rutilus* (Hohen Sprenger See). D) Detailansicht der Haftklammern (III-IV) von *P. homoion* inkl. des Ergänzungsstücks in Fisch-Flossen-Form, isoliert aus den Kiemen von *Blicca bjoerkna*. Am: anteriore Mittelplatte, Es: Ergänzungsstück, Kr: Krallen, Ov: Ovar, Pm: posteriore Mittelplatte, Rl: Randleisten, Ts: Testes. Glycerinpräparate. **Balken:** A, C 200 µm; B, D 20 µm



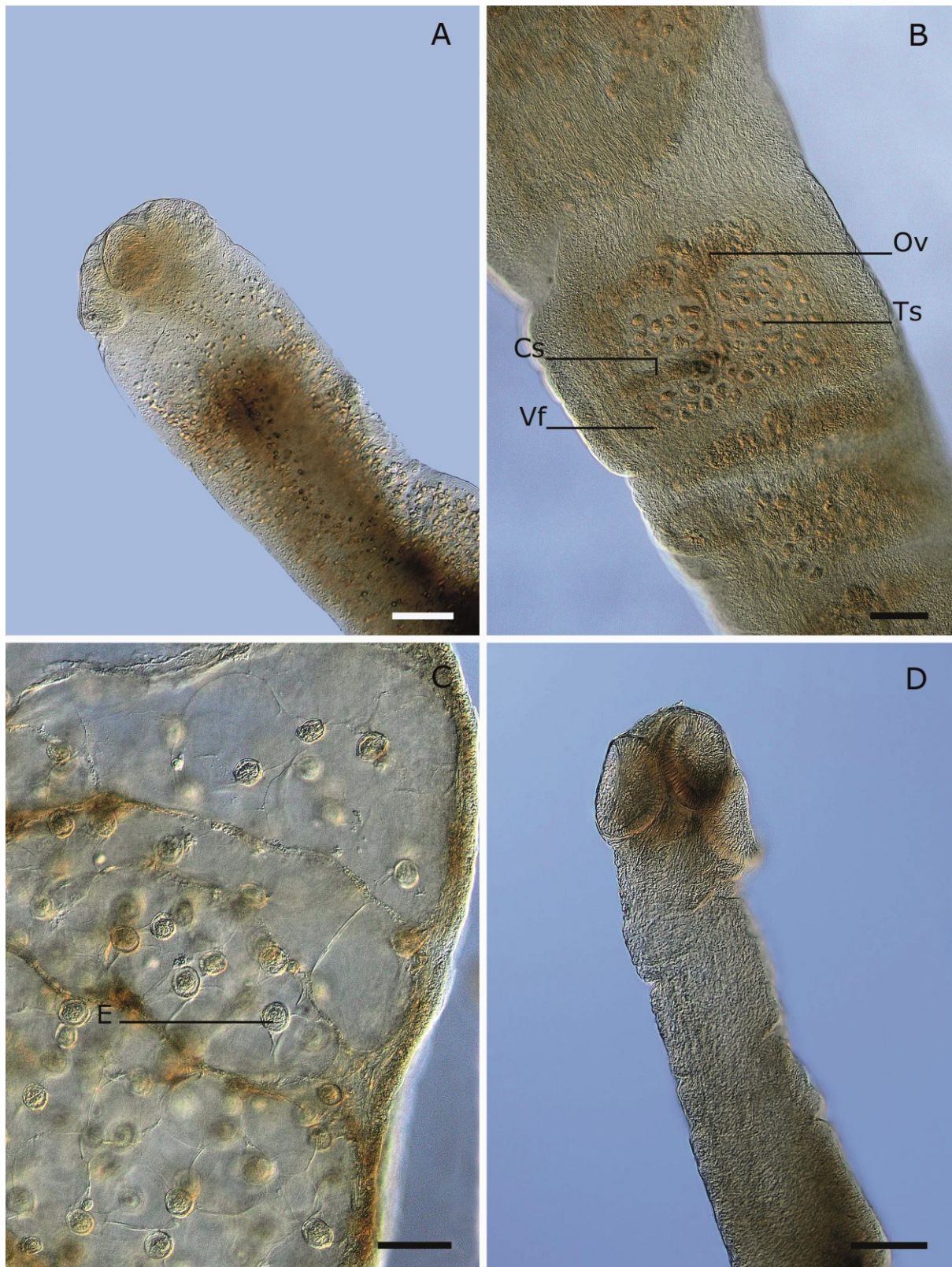
Fototafel 26: Monogenea, *Paradiplozoon bliccae*. A) Habitus von *P. bliccae*, isoliert aus den Kiemen von *Blicca bjoerkna*. B) Hinterkörper mit Opisthaptor und Haftklammern. C) Detailansicht der Larvalhaken und der Larvalhakenstiele. D) Detailansicht der Haftklammern inkl. der beiden verwachsenen Randleisten und der zusätzlichen Randleiste mit einer Einkerbung. Am: anteriore Mittelplatte, Ek: Einkerbung, Lh: Larvalhaken, Lhs: Larvalhakenstiel, 1. RI: verwachsene Randleisten, 2. RI: zusätzliche Randleiste, Vbg: vorderer Bügel. Glycerinpräparate. **Balken:** A 200 μm ; B 100 μm ; C-D 20 μm



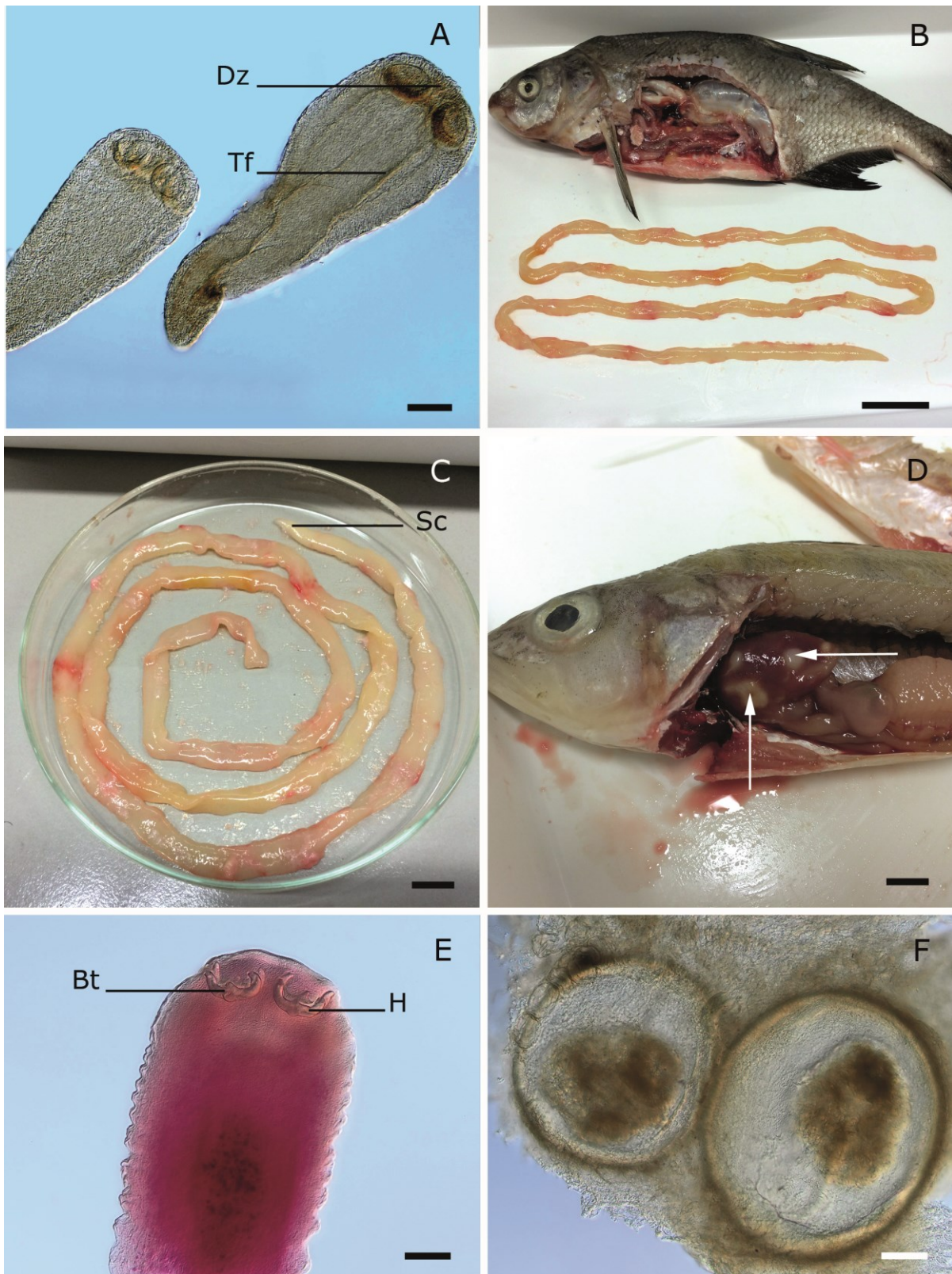
Fototafel 27: Cestoda. A) Scolex von *Bothriocephalus claviceps*, isoliert aus dem Darm von *Anguilla anguilla*. B) Strobila von *B. claviceps*. C) Scolex von *Caryophyllaeus laticeps*, isoliert aus dem Darm von *Abramis brama*. D) Hinterkörper mit Geschlechtsorganen von *C. laticeps*. E) Habitus von *Khawia baltica*, isoliert aus dem Darm von *Tinca tinca*. Bt: Bothrien, Cs: Cirrussack, E: Eier, N: Nacken, Ov: Ovar, Pt: Proglottiden, Sc: Scolex, Ts: Testes, U: Uterus, Vf: Vitellarfollikel. Glycerinpräparate: A-B, E. Salzsäure-Karmin-Färbung eingebettet in Kanadabalsam: C-D. **Balken:** A 100 µm; B, D 200 µm; C 400 µm; E 0,8 mm



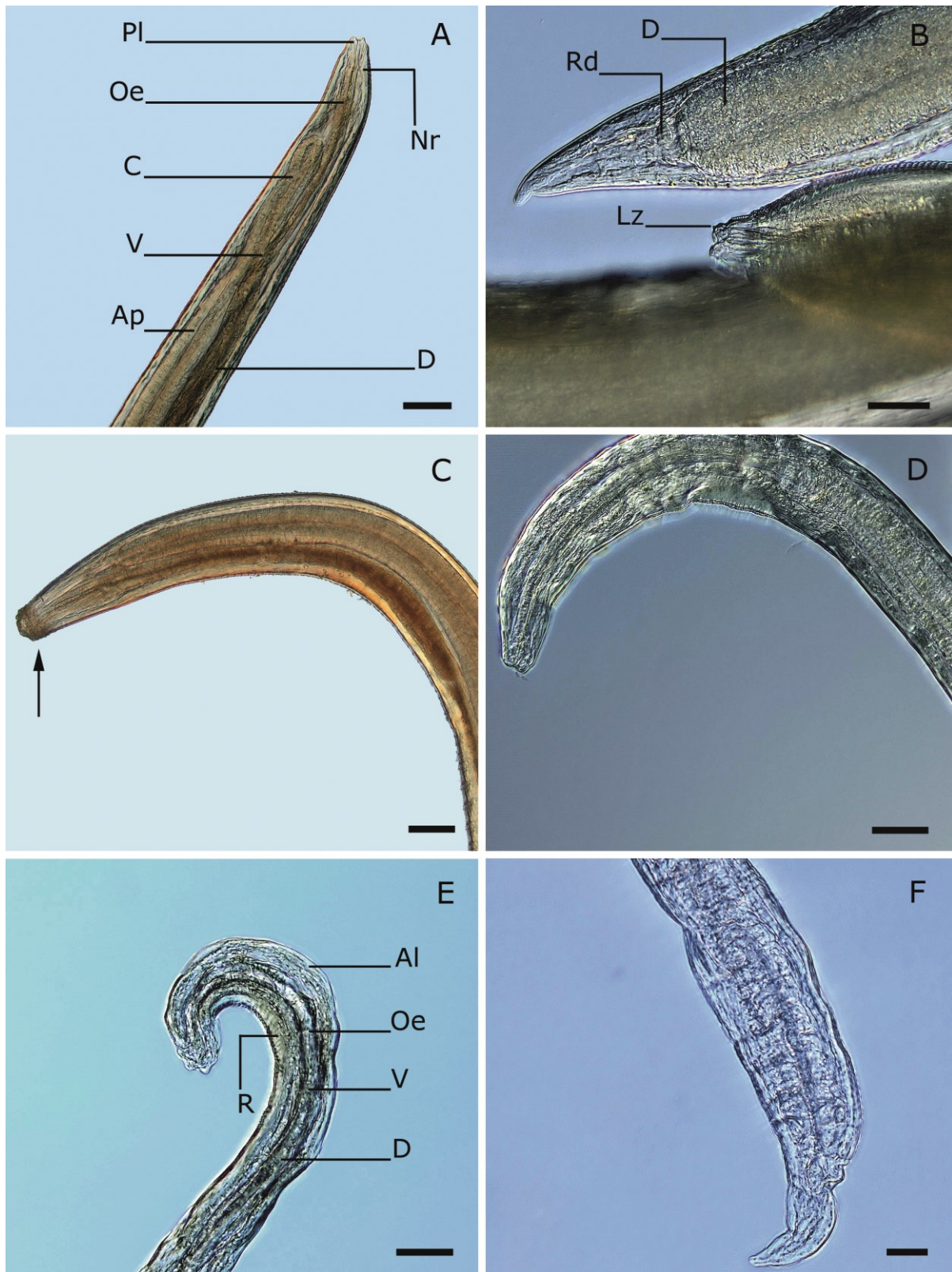
Fototafel 28: Cestoda. A) Cysten von *Paradilepis scolecina* auf der Gallenblasenwand (Pfeile), isoliert aus *Rutilus rutilus*. B) Cysten von *P. scolecina* in der Niere (Pfeile), isoliert aus *R. rutilus*. C) Habitus der *P. scolecina* Cyste, isoliert aus *Alburnus alburnus*. D) Aus der Cyste isolierte Larve von *P. scolecina*. E) Scolex von *Proteocephalus macrocephalus*, isoliert aus dem Darm von *Anguilla anguilla*. F) Scolex von *Proteocephalus percae*, isoliert aus dem Darm von *Perca fluviatilis*. Asn: apikaler Saugnapf, Cw: Cystenwand, L: Larve, N: Nacken, Rt: Rostellum, Sn: Saugnapf. Glycerinpräparate: C-F. **Balken:** A-B 1 mm; C, E-F 100 µm; D 50 µm



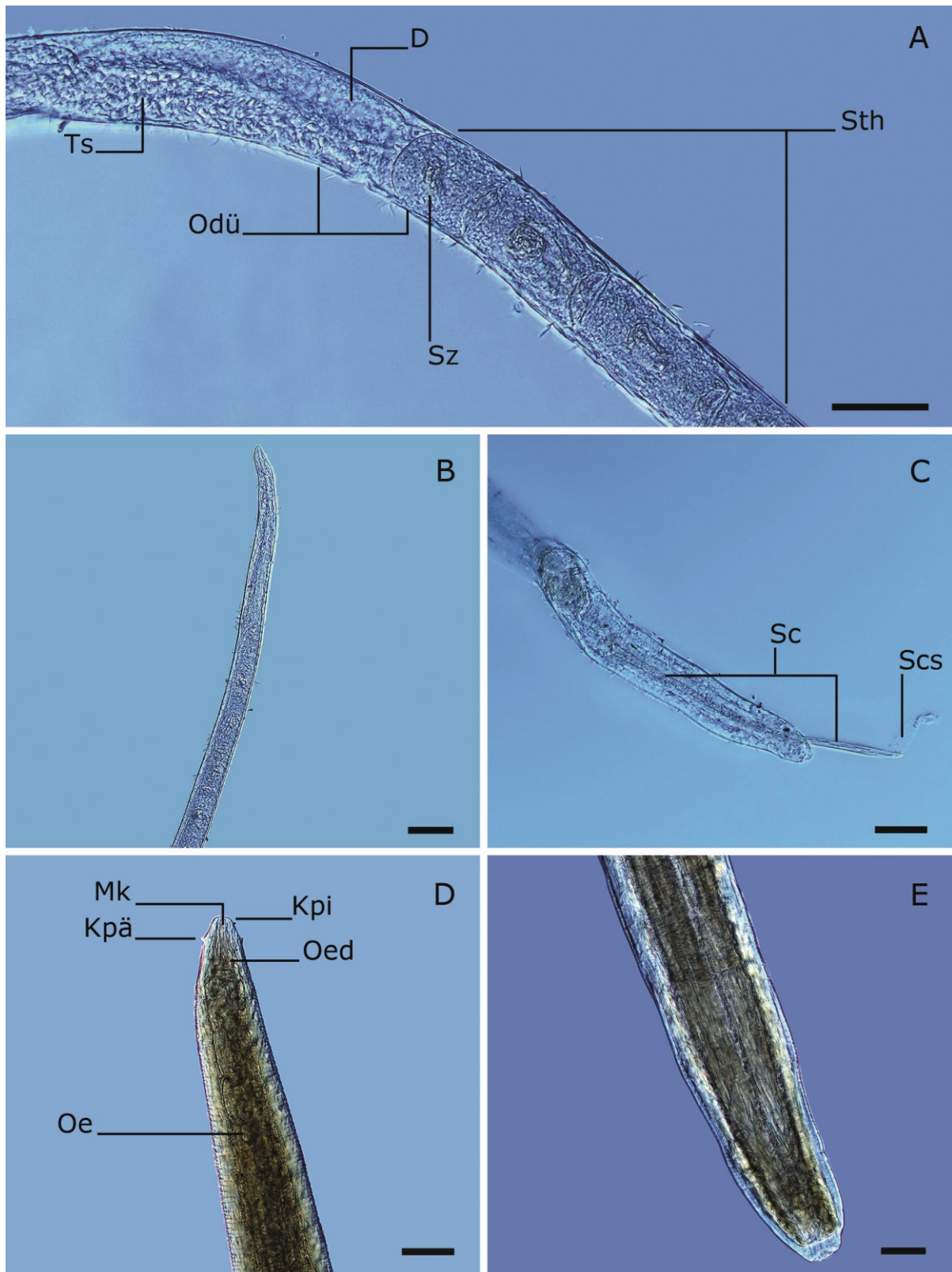
Fototafel 29: Cestoda. Gattung *Proteocephalus*. A) Scolex von *Proteocephalus cernuae*, isoliert aus dem Darm von *Gymnocephalus cernua*. B) Proglottid von *P. cernuae*. C) Detailaufnahme eines graviden Proglottiden von *P. cernuae*. D) Scolex von *P. sagittus*, isoliert aus dem Darm von *Anguilla anguilla*. Cs: Cirrussack, E: Eier, Ov: Ovar, Vf: Vitellarfollikel. Glycerinpräparate. **Balken:** 100 µm



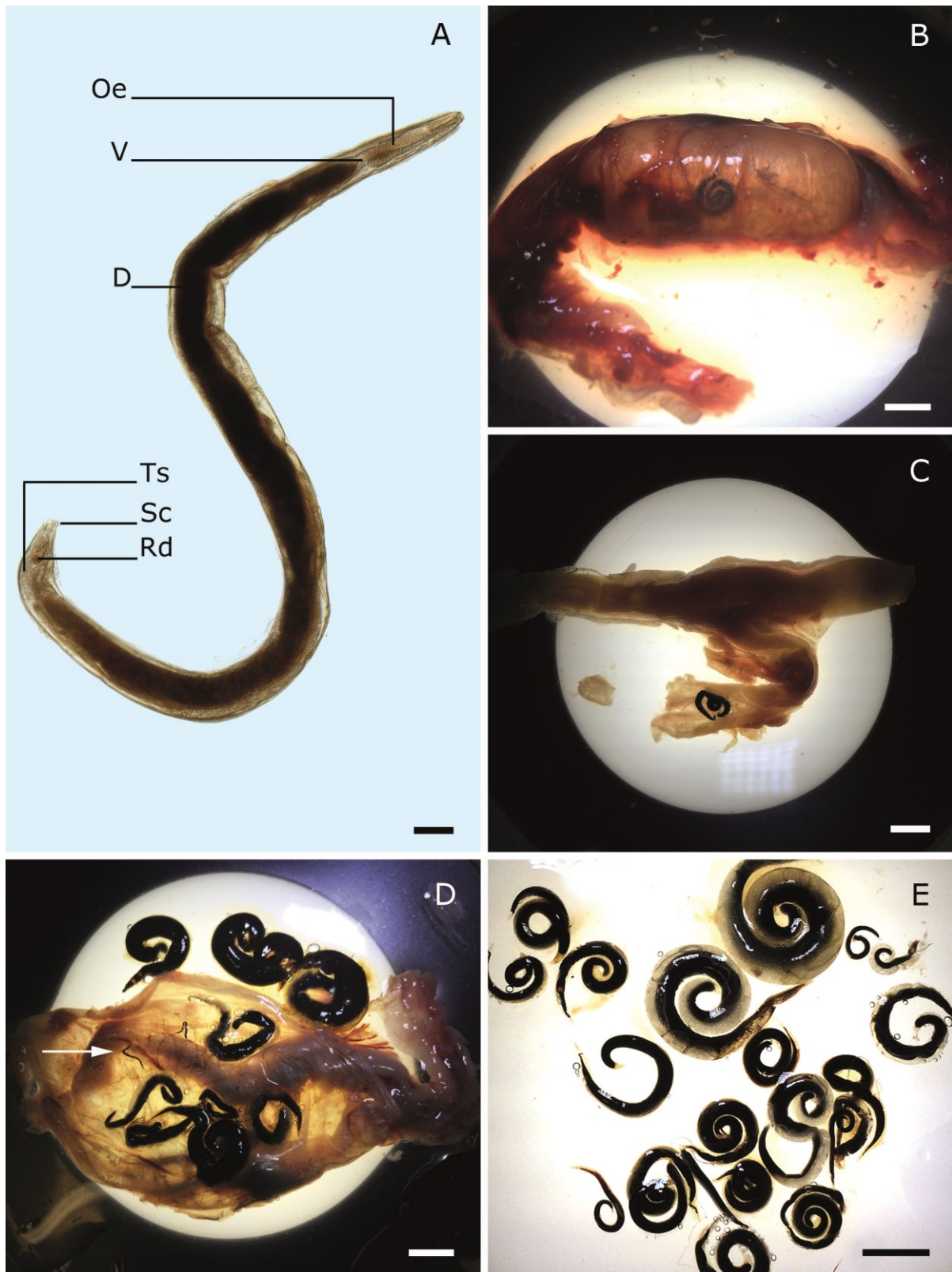
Fototafel 30: Cestoda. A) Habitus von *Proteocephalus torulosus*, isoliert aus dem Darm von *Alburnus alburnus*. B) *Abramis brama* mit Fensterschnitt und aus der Leibeshöhle isolierter Plerocercoid von *Ligula intestinalis*. C) *L. intestinalis* in einer Petrischale. D) *Perca fluviatilis* mit Cysten von *Triaenophorus nodulosus* in der Leber (Pfeile). E) Scolex von *T. nodulosus* mit tridentalen Haken. F) Granulome aus den Mesenterien von *Gymnocephalus cernua*. Bt: Basalteil, Dz: Drüsenzellen, H: Haken, Sc: Scolex, Tf: Tegumentfalten. Glycerinpräparate: A, F. Salzsäure-Karmin-Färbung eingebettet in Kanadabalsam: E. **Balken:** A, E-F, 100 µm; B 4 cm; C 2 cm; D 2 mm



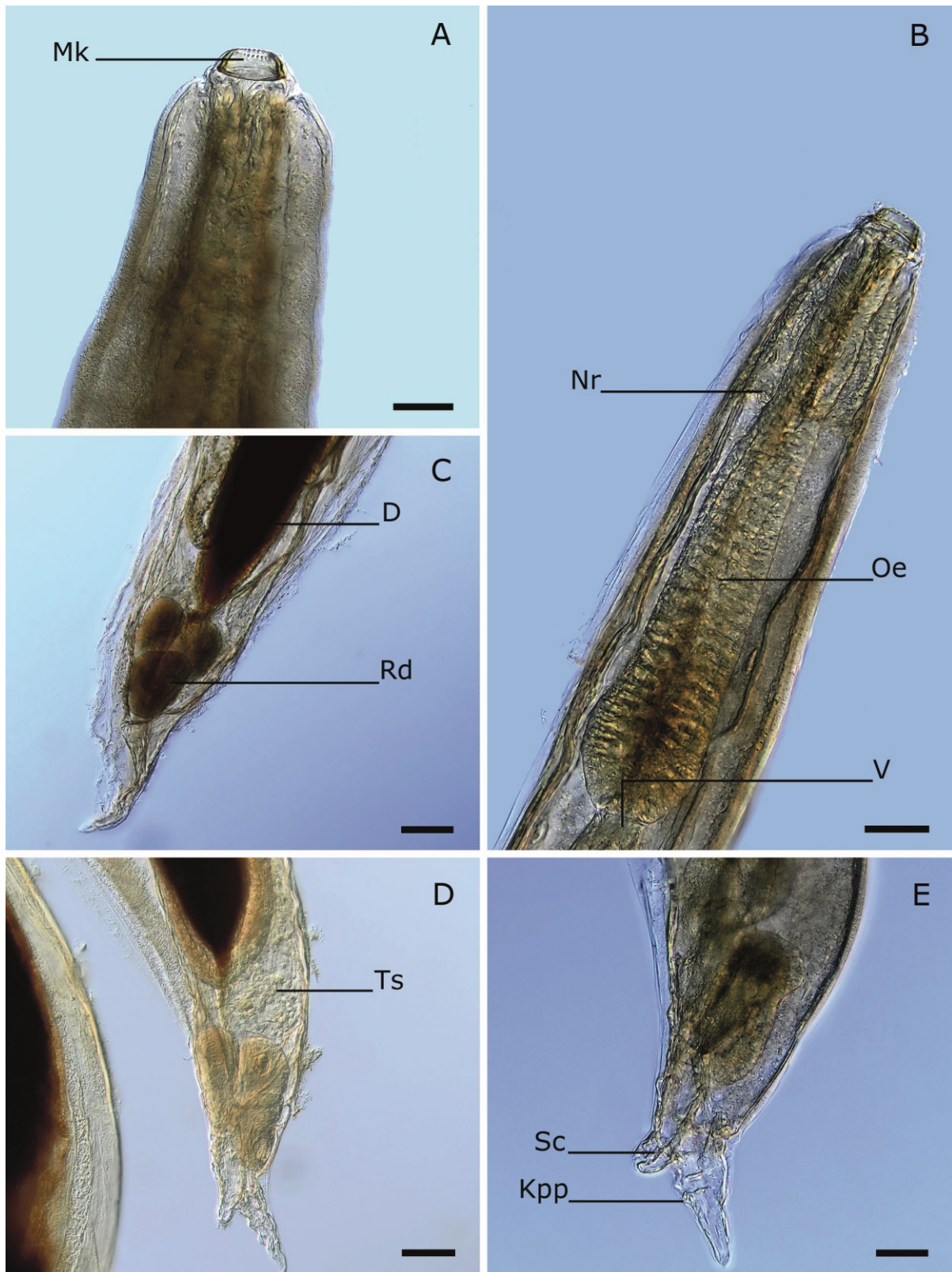
Fototafel 31: Nematoda. A) Anteriore Körperende von *Contracaecum microcephalum*, isoliert aus den Mesenterien von *Abramis brama*. B) Detailaufnahme des anterioren und posterioren Körperendes von *C. microcephalum*. C) *C. microcephalum* isoliert aus der Leber von *Alburnus alburnus* mit einer Infektion im Primordiallippenbereich (Pfeil). D) Anteriore Körperende von *C. miropapillatum* isoliert aus den Mesenterien von *Rutilus rutilus* (Hohen Sprenger See). E) Anteriore Körperende von *Raphidascaris acus*, isoliert aus der Darmaußenwand von *Scardinius erythrophthalmus*. F) Posteriore Körperende von *R. acus*. Al: Alae, Ap: Appendix, C: Caecum, D: Darm, Lz: Larvalzahn, Nr: Nervenring, Oe: Oesophagus, Pl: Primordiallippen, R: Ringelung, Rd: Rektaldrüsen, V: Ventrikel. Glycerinpräparate. **Balken:** A, C 100 µm; B, D-E 50 µm; F 20 µm



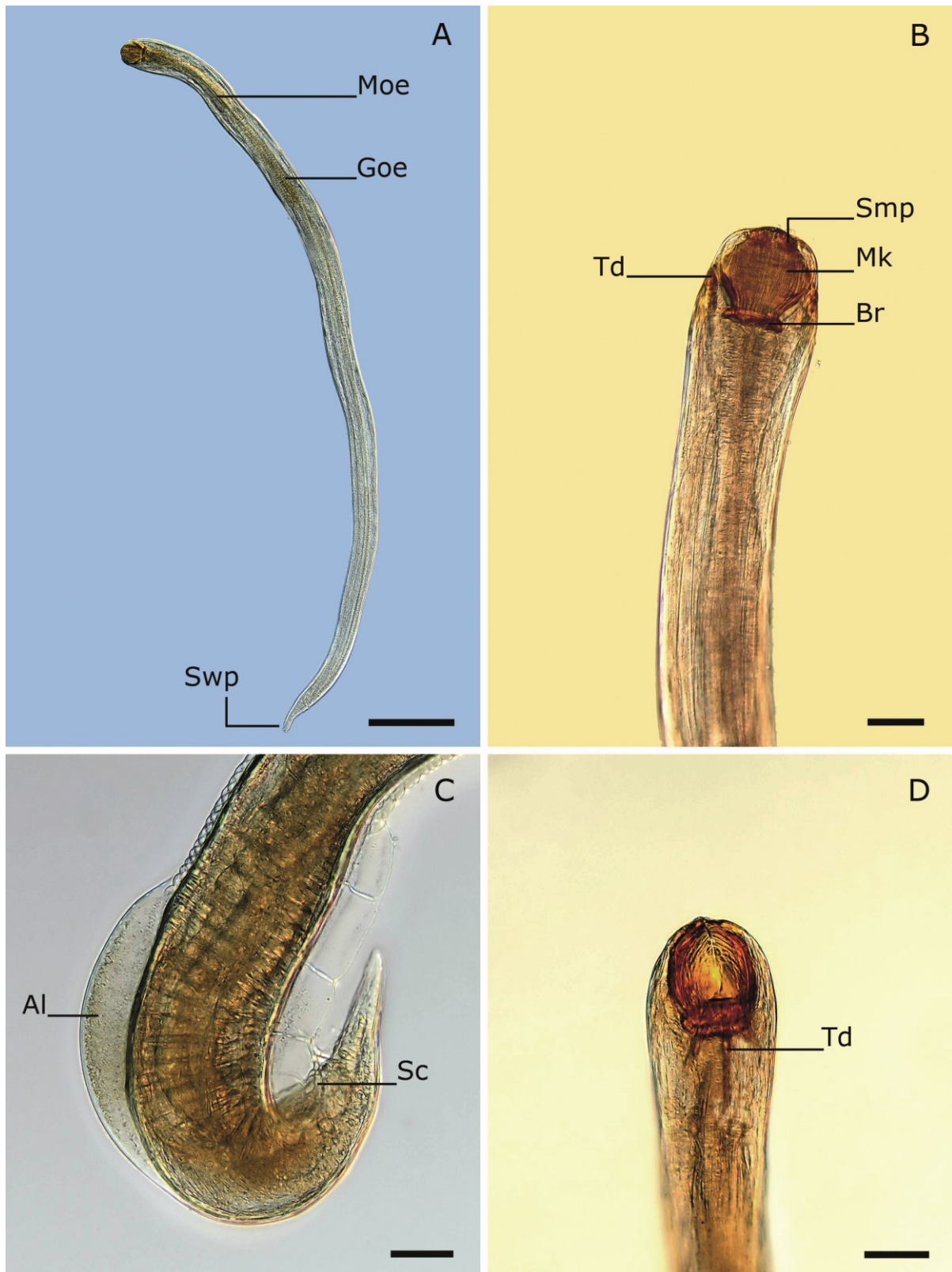
Fototafel 32: Nematoda. A) Oesophagus-Darm-Übergang von *Pseudocapillaria tomentosa* (♂), isoliert aus der Leibeshöhle von *Scardinius erythrophthalmus*. B) Anteriores Körperende von *P. tomentosa*. C) Posteriores Körperende von *P. tomentosa* inkl. Spiculum (innen und außen). D) Anteriores Körperende von *Eustrongylides tubifex* isoliert aus der Leibeshöhle von *Gymnocephalus cernua*. E) Posteriores Körperende von *E. tubifex*. D: Darm, Kpä: Kopfpapillen (äußerer Kreis), Kpi: Kopfpapillen (innerer Kreis), Mk: Mundkapsel, Odü: Oesophagus-Darm-Übergang, Oe: Oesophagus, Oed: oesophagiale Drüsen, Sc: Spiculum, Scs: Spiculumscheide, Sth: Stichosom, Sz: Stichozyte, Ts: Testes. Glycerinpräparate. **Balken:** A, C 50 µm; B 20 µm; D-E 100 µm



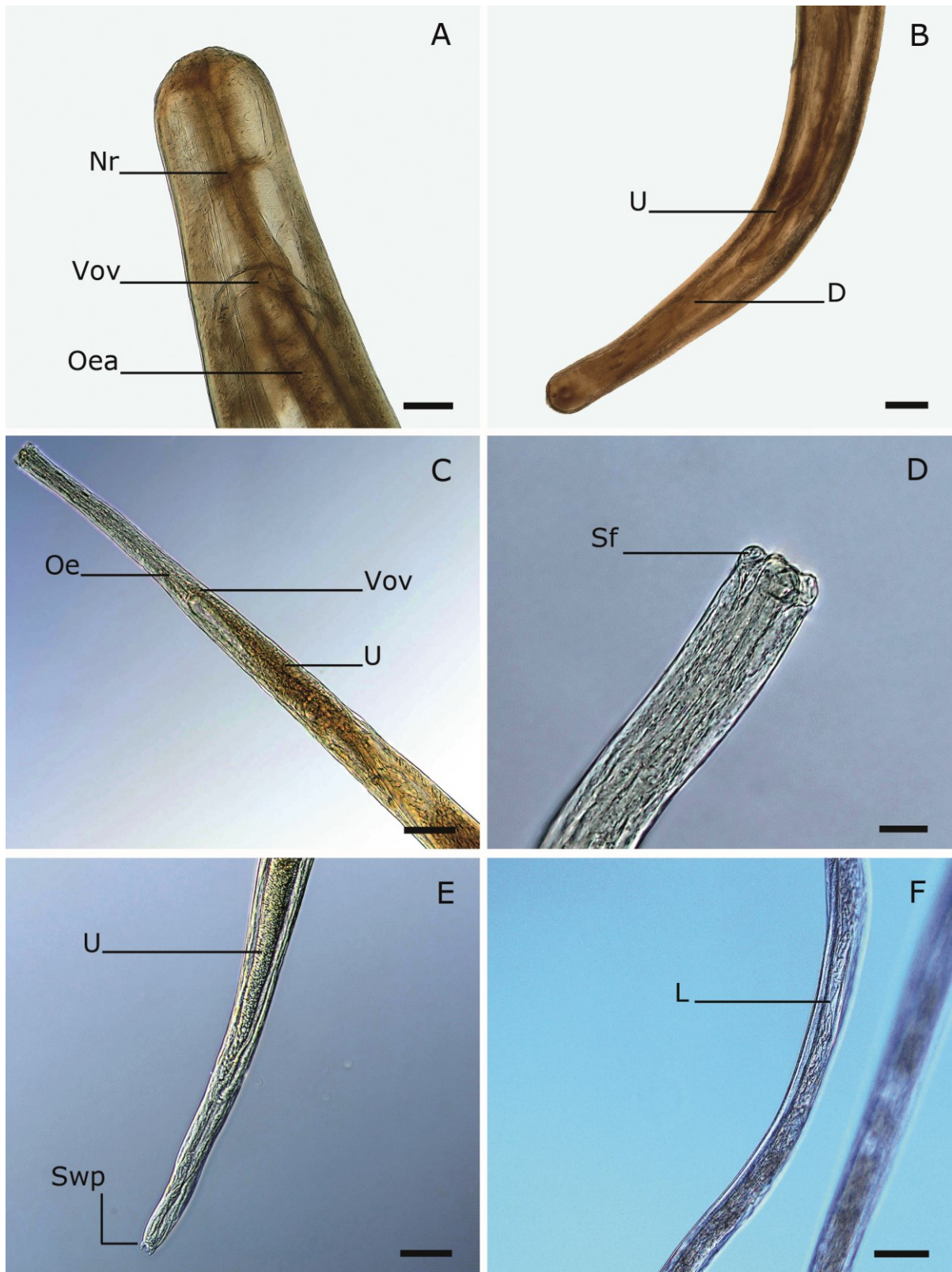
Fototafel 33: Nematoda, *Anguillicoloides crassus*. A) Habitus von *A. crassus* (♂), isoliert aus der Schwimmblase von *Anguilla anguilla*. B) Schwimmblase von *A. anguilla*, anhand der schwarzen Färbung des Schwimmblasenwurms ist dieser bereits durch die Schwimmblasenwand erkennbar. C) *A. crassus* im Ductus pneumaticus von *A. anguilla*. D) *A. crassus* in der geöffneten Schwimmblase in unterschiedlichen Entwicklungsstadien (Pfeil). E) Aus der Schwimmblase isolierte *A. crassus* in unterschiedlichen Entwicklungsstadien. D: Darm, Oe: Oesophagus, Rd: Rektaldrüsen, Sc: Spiculum, Ts: Testes, V: Ventrikel. Glycerinpräparat: A. **Balken:** A 200 µm; B-E 1,5 cm



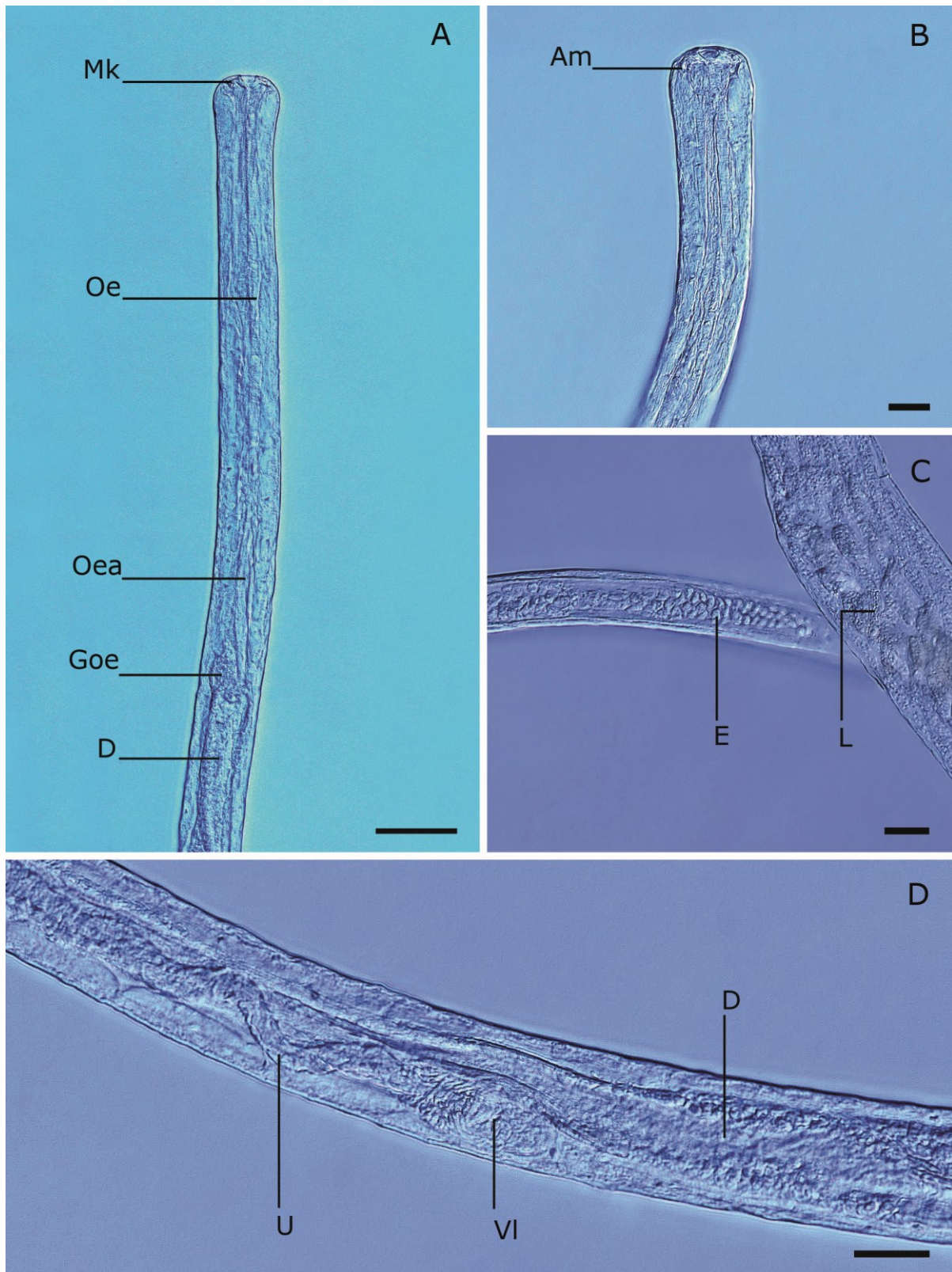
Fototafel 34: Nematoda, *Anguillicoloides crassus*. A) Anteriores Körperende eines weiblichen Exemplars der Art *A. crassus*, isoliert aus der Schwimmblase von *Anguilla anguilla*. B) Anteriores Körperende eines männlichen Exemplars. C) Posteriores Körperende eines Weibchens. D-E) Posteriores Körperende eines Männchens. Kpp: kaudale Papillen, Mk: Mundkapsel, Nr: Nervenring, D: Darm, Oe: Oesophagus, Rd: Rektaldrüsen, Sc: Spiculum, Ts: Testes, V: Ventrikel. Glycerinpräparate. **Balken:** A-B, E 50 µm; C-D 100 µm



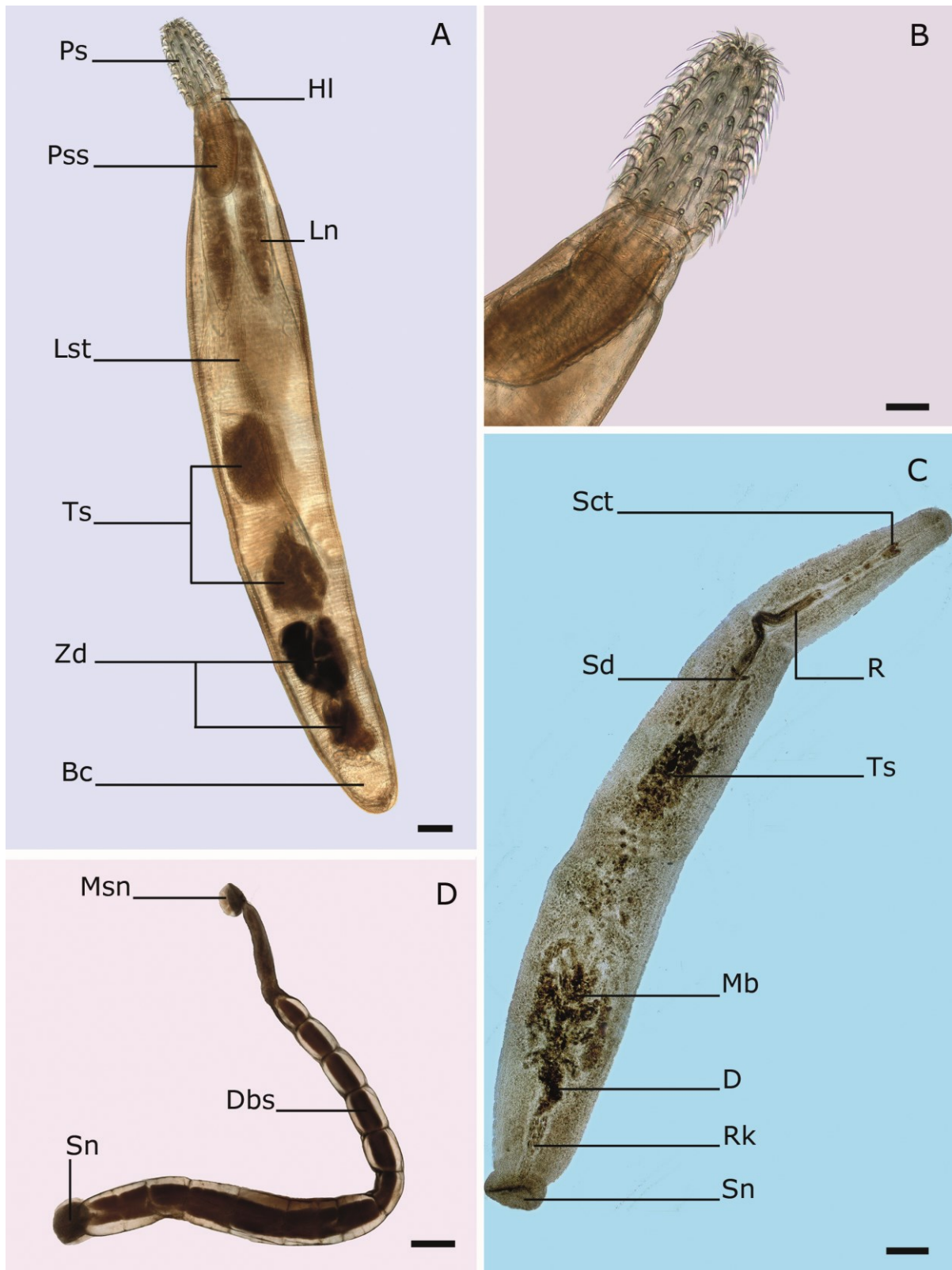
Fototafel 35: Nematoda, Gattung *Camallanus*. A) Habitus eines weiblichen Exemplars der Art *Camallanus lacustris*, isoliert aus den Pylorusanhängen von *Perca fluviatilis*. B) Anteriores Körperende von *C. lacustris*. C) Posteriores Körperende eines Männchens inkl. Alae und Spiculum. D) Anteriores Körperende von *C. truncatus* (lateral), isoliert aus dem Darm von *Anguilla anguilla*. Al: Alae, Br: Basalring, Goe: glandulärer Oesophagus, Mk: Mundkapsel, Moe: muskulärer Oesophagus, Sc: Spiculum, Smp: subapikale Mundpapillen, Swp: Schwanzpapillen, Td: Trident. Glycerinpräparate. **Balken:** A 200 μm ; B-D 50 μm



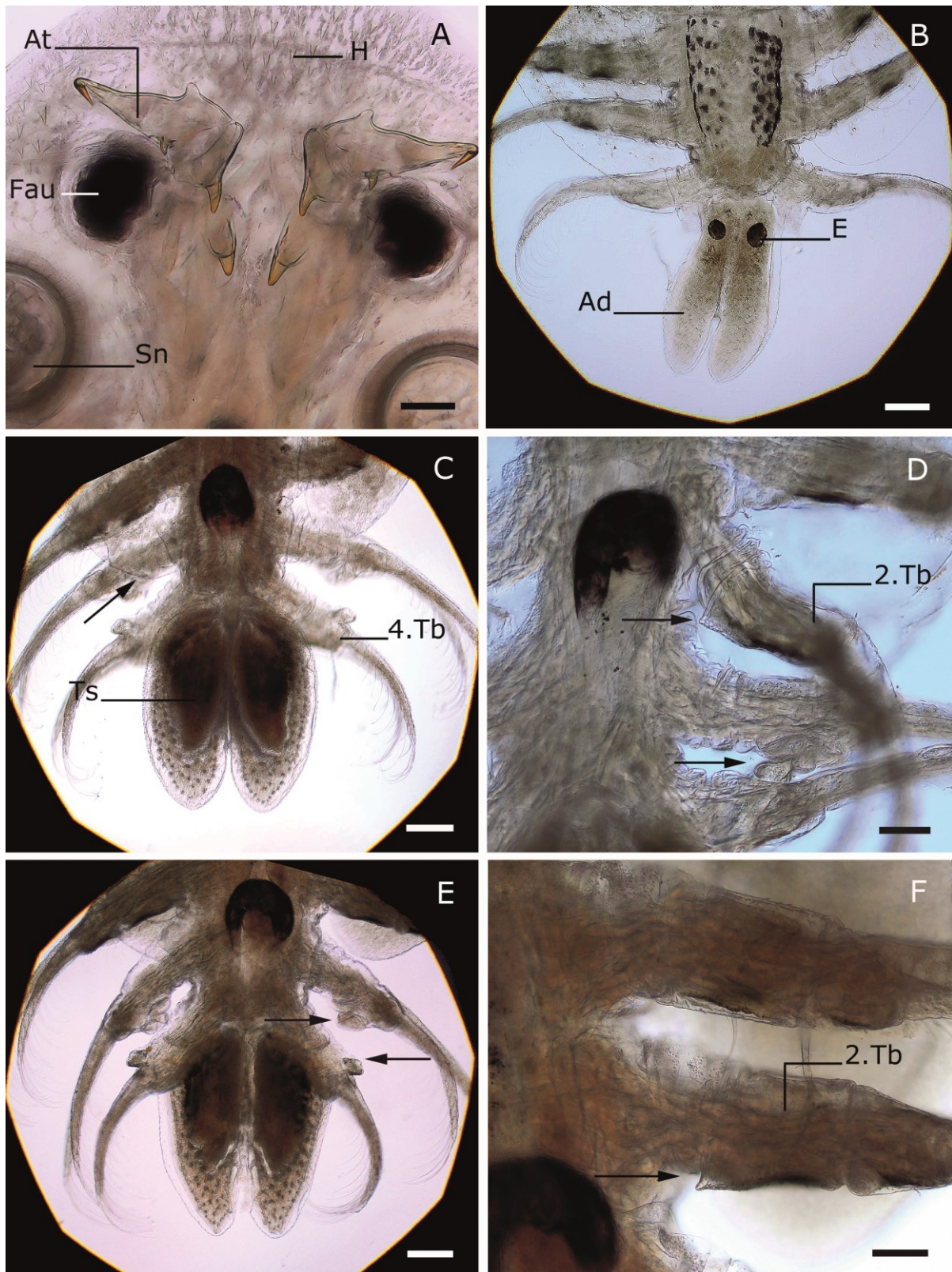
Fototafel 36: Nematoda, Gattung *Philometra*. A) Anteriore Körperende eines weiblichen *Philometra ovata*, isoliert aus der Leibeshöhle von *Abramis brama*. B) Posteriores Körperende eines Weibchens der Art *P. ovata*. C) Anteriore Körperende eines Weibchens der Art *P. rischta*, isoliert aus der Leibeshöhle von *Scardinius erythrophthalmus*. D) Detailaufnahme der subapikalen Fortsätze von *P. rischta*. E) Posteriores Körperende eines Weibchens der Art *P. rischta*. F) Detailaufnahme des Uterus von *P. rischta* gefüllt mit L1-Larven. D: Darm, L: Larven, Nr: Nervenring, Oe: Oesophagus, Oea: oesophagialer Appendix, Sf: subapikale Fortsätze, Swp: Schwanzpapillen, U: Uterus, Vov: Vorderovar. Glycerinpräparate. **Balken:** A, C, F 100 µm; B 200 µm; D 20 µm; E 50 µm



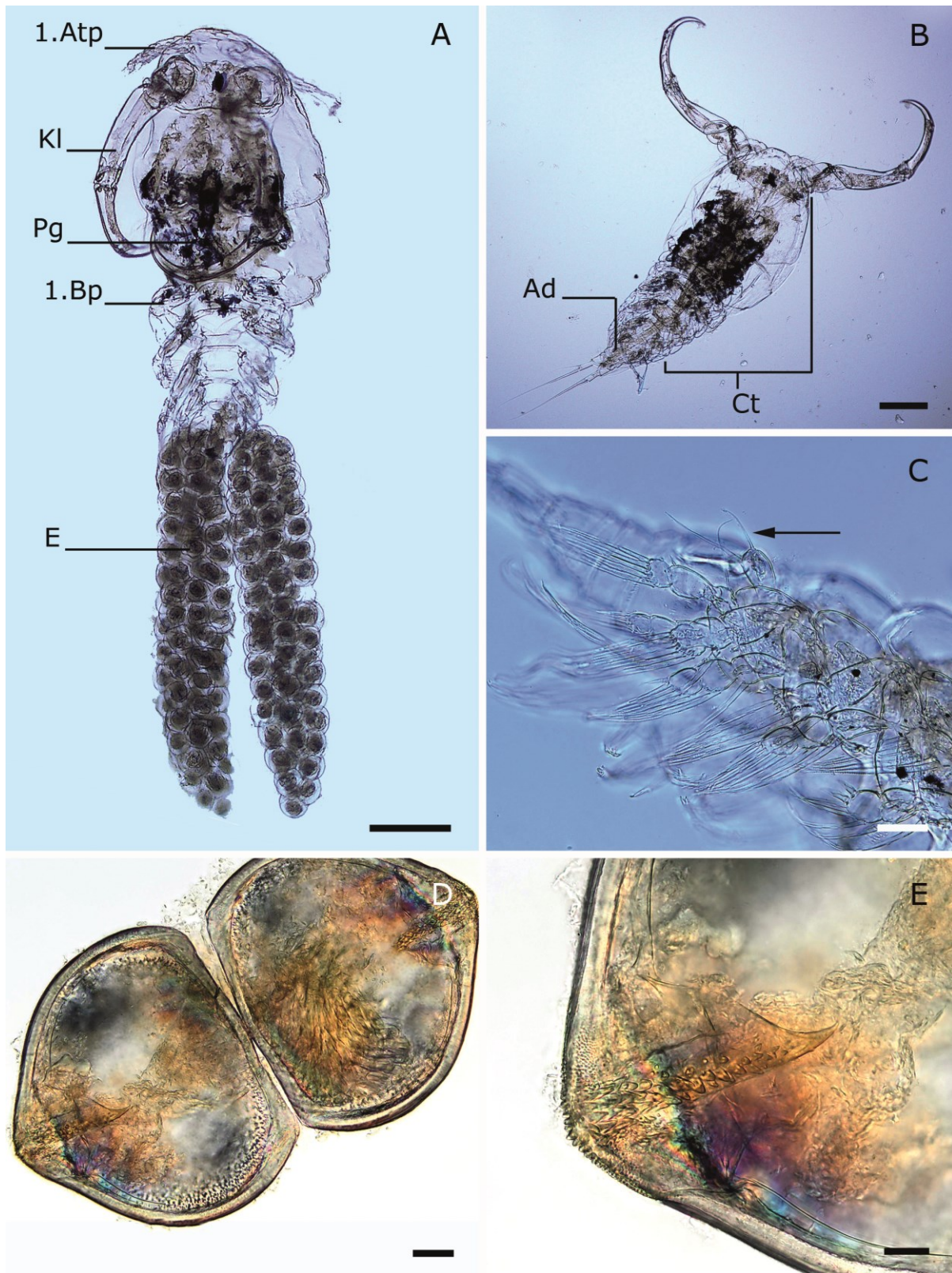
Fototafel 37: Nematoda, *Skrjabillanus tincae*. A) Anteriores Körperende von *S. tincae*, isoliert aus den Mesenterien von *Tinca tinca*. B) Detailaufnahme der Mundkapsel. C) Mit Eiern (horizontal) und L1-Larven (vertikal) gefüllter Uterus. D) Detailaufnahme der Vulva-Region. Am: Amphid, D: Darm, E: Eier, Goe: glandulärer Oesophagus, L: Larven, Mk: Mundkapsel, Oe: Oesophagus, Oea: oesophagialer Appendix, U: Uterus, VI: Vulva. Glycerinpräparate. **Balken:** A 50 μm ; B-D 20 μm



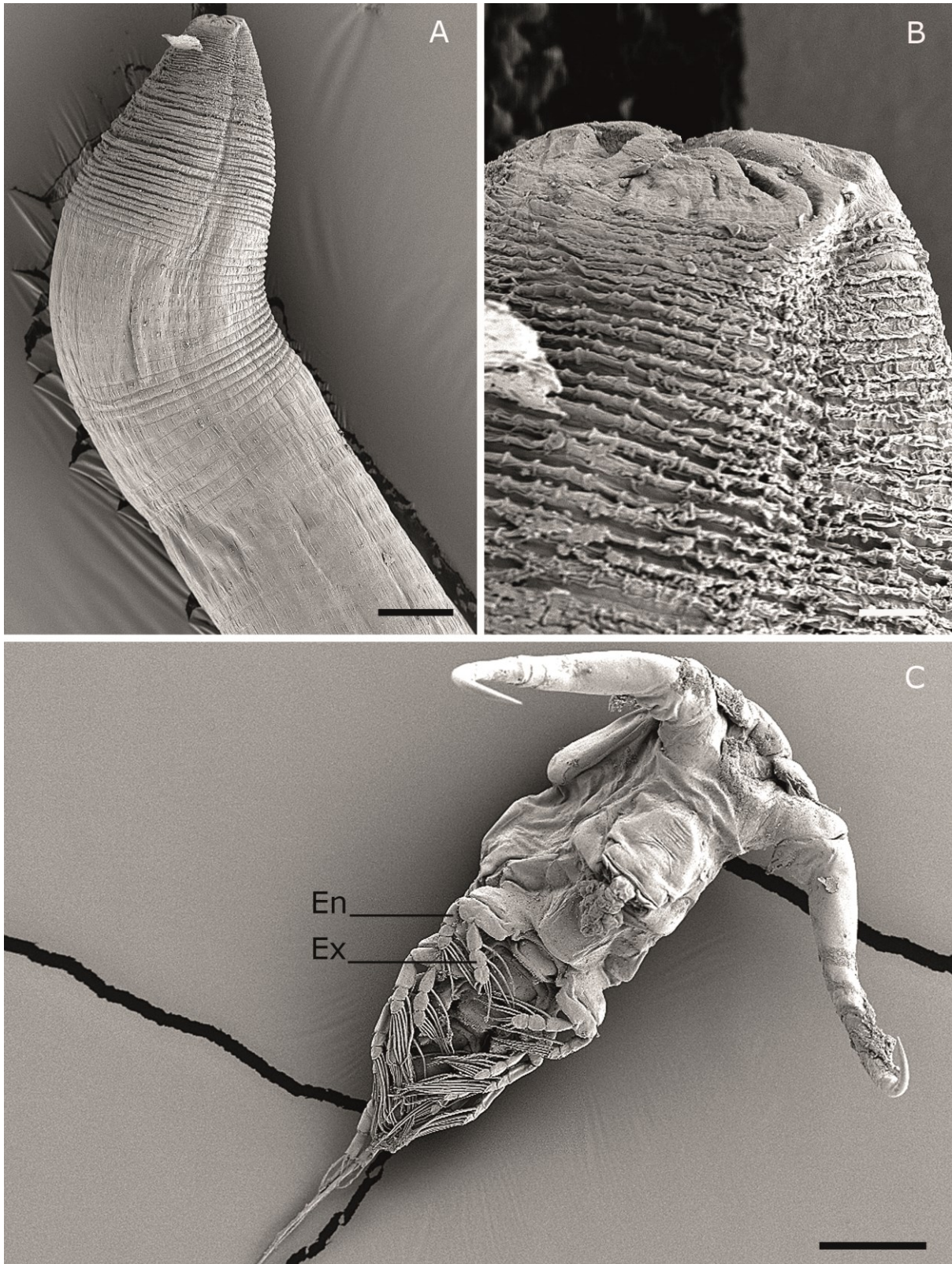
Fototafel 38: Acanthocephala und Hirudinea. A) Habitus von *Acanthocephalus lucii*, isoliert aus dem Darm von *Perca fluviatilis*. B) Detailaufnahme der Proboscis von *A. lucii*. C) Habitus von *Helobdella stagnalis*, isoliert aus den Kiemen von *Gymnocephalus cernua*. D) Habitus von *Piscicola geometra*, isoliert aus den Kiemen von *Scardinius erythrophthalmus*. Bc: Bursa copulatrix, D: Darm, Dbs: Darmblindsack, HI: Hals, Ln: Lemnisk, Lst: Ligamentstrang, Mb: Magenblindsack, Msn: Mundsaugnapf, Ps: Proboscis, Pss: Proboscisscheide, Rk: Rektum, R: Rüssel, Sct: Scutum, Sd: Speicheldrüsen, Sn: Saugnapf, Ts: Testes, Zd: Zementdrüsen. Glycerinpräparate. **Balken:** A 200 µm; B 100 µm, C 400 µm, D 1 mm



Fototafel 39: Crustacea, Gattung *Argulus*. A) Detailaufnahme der Facettenaugen und der Saugnäpfe von *Argulus foliaceus*, isoliert aus den Kiemen von *Abramis brama*. B) Posteriores Körperende eines Weibchens der Art *A. foliaceus*. C) Posteriores Körperende eines Männchens der Art *A. foliaceus*. Aufgrund der Präparation berühren sich hier nicht die proximalen Segmente des 3. und 4. Thorakalbeinpaars, die Fortsätze befinden sich aber auf der gleichen Höhe. Der Carapax reicht posterior bis zum 3. Beinpaar. D) Detailaufnahme des spitz zulaufenden proximalen Segmentes des 2. Thorakalbeinpaars und der Berührung der Fortsätze des 3. und 4. Thorakalbeinpaars (Pfeil). E) Posteriores Körperende eines Männchens der Art *A. japonicus*, isoliert aus den Kiemen von *Tinca tinca*. Die Fortsätze des 3. und 4. Thorakalbeinpaars sind sichtbar versetzt. F) Detailaufnahme des abgerundeten proximalen Segmentes des 2. Thorakalbeinpaars (Pfeil). Ad: Abdomen, At: Antennen, E: Eier, Fau: Facettenaugen, H: Häkchen, Sn: Saugnäpfe, Tb: Thorakalbein, Ts: Testes. Glycerinpräparate. **Balken:** A, D, F 100 µm; B-C, E 200 µm



Fototafel 40: Crustacea und Bivalvia. A) Habitus von *Ergasilus sieboldi* mit Eischläuchen, isoliert aus den Kiemen von *Tinca tinca*. B) Habitus von *E. sieboldi* mit geöffneten Klauen. C) Detailaufnahme des 5. Beinpaars mit zwei Borsten von *E. sieboldi*. D) Habitus von Unionoidae indet. (aufgeklappt), isoliert aus den Kiemen von *Gymnocephalus cernua*. E) Detailaufnahme des gezackten Hakens von Unionoidae indet. Ad: Abdomen, Atp: Antennenpaar, Bp: Beinpaar, Ct: Cephalothorax, E: Eier, Kl: Klaue, Pg: Pigment. Glycerinpräparate. **Balken:** A-B 200 µm; C-D 50 µm, E 20 µm



Fototafel 41: Rasterelektronenmikroskopie. A) Anteriores Körperende von *Contracaecum microcephalum*. B) Detailaufnahme der Primordiallippen. C) Habitus von *Ergasilus sieboldi* (ventrale Seite). En: Endopodit, Ex: Exopodit. **Balken:** A 40 μm ; B 4 μm ; C 200 μm

Anhang V: Parasitenfaunen, Parasitenarten in Deutschland, statistische Analyse

V-1: Parasitologische Standardparameter der nachgewiesenen Parasitenfauna einzelner Zielfischarten

Für die Tabelle mit den parasitologischen Standardparametern von *Rutilus rutilus* aus allen drei Untersuchungsgewässern siehe Kapitel 4.3.3.3 (Tab. 10).

Tab. V-1.1: Parasitenfauna von *Abramis brama* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Abramis brama</i> - Blei (n=35)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
CILIOPHORA			
<i>Epistylis lwoffii</i>	14,2		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	25,7		
<i>Trichodina modesta</i>	5,7		
<i>Trichodina</i> spp.	11,4		
MYXOZOA			
<i>Myxobolus brahamae</i>	34,2		
DIGenea			
<i>Diplostomum</i> spp.	37,1	5,0 (1-19) 1,88	4,89
<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	80,0	8,0 (1-41) 6,45	16,76
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	17,1	1,5 (1-3) 0,25	0,66
<i>Sphaerostoma brahamae</i>	8,5	52,3 (4-144) 4,48	11,64
<i>Tylodelphys clavata</i>	45,7	13,6 (1-60) 6,25	16,24
MONOGENEA			
<i>Diplozoon paradoxum</i>	14,2	1,6 (1-3) 0,22	0,59
CESTODA			
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>	8,5	1,0 (1) 0,08	0,22
<i>Ligula intestinalis</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,07
<i>Paradilepis scolecina</i>	48,5	4,1 (1-20) 2,02	5,26
NEMATODA			
<i>Contracaecum microcephalum</i>	88,5	15,0 (1-65) 13,28	34,49
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	17,1	1,1 (1-2) 0,20	0,51
<i>Philometra ovata</i>	11,4	3,2 (1-9) 0,37	0,96
CRUSTACEA			
<i>Argulus foliaceus</i>	14,2	1,2 (1-2) 0,17	0,44
<i>Ergasilus sieboldi</i>	77,1	3,5 (1-12) 2,77	7,19
Total	19		
Ektoparasiten	6		
Endoparasiten	13		
Verhältnis	0,46		

Tab. V-1.2: Parasitenfauna von *Alburnus alburnus* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Alburnus alburnus</i> - Ukelei (n=22)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
CILIOPHORA			
<i>Epistylis lwoffii</i>	18,1		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	4,5		
<i>Trichodina acuta</i>	4,5		
<i>Trichodina puytoraci</i>	4,5		
<i>Trichodina</i> spp.	9,0		
<i>Trichodinella epizootica</i>	9,0		
DIGENEA			
<i>Diplostomum</i> spp.	22,7	1,6 (1-3) 0,36	6,15
<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	22,7	1,8 (1-4) 0,40	6,92
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	9,0	1,5 (1-2) 0,13	2,30
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	9,0	1,0 (1) 0,09	1,53
<i>Tylodelphys clavata</i>	4,5	1,0 (1) 0,04	0,76
MONOGENEA			
<i>Paradiplozoon alburni</i>	22,7	2,6 (1-6) 0,59	10,00
CESTODA			
<i>Paradilepis scolécina</i>	40,9	2,0 (1-3) 0,81	13,84
<i>Proteocephalus torulosus</i>	45,4	2,4 (1-6) 1,09	18,46
NEMATODA			
<i>Contracaecum microcephalum</i>	22,7	2,0 (1-4) 0,45	7,69
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	22,7	2,0 (1-5) 0,45	7,69
CRUSTACEA			
<i>Ergasilus sieboldi</i>	31,8	4,5 (1-19) 1,45	24,61
Total	17		
Ektoparasiten	7		
Endoparasiten	10		
Verhältnis	0,70		

Tab. V-1.3: Parasitenfauna von *Blicca bjoerkna* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Blicca bjoerkna</i> - Güster (n=35)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
CILIOPHORA			
<i>Apiosoma piscicolum</i>	2,8		
<i>Epistylis lwoffii</i>	5,7		
<i>Trichodina acuta</i>	2,8		
<i>Trichodina</i> sp.	2,8		
DIGENEA			
<i>Diplostomum</i> spp.	82,8	18,2 (2-146) 15,11	21,12
<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	25,7	68,5 (1-513) 17,62	24,64
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	22,8	23,1 (1-121) 5,28	7,38
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	68,5	20,7 (1-227) 14,2	19,92
<i>Sphaerostoma bramae</i>	2,8	16,0 (16) 0,45	0,63
<i>Tylodelphys clavata</i>	71,4	25,3 (1-87) 18,11	25,31
MONOGENEA			
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>	11,4	1,2 (1-2) 0,14	0,20
<i>Paradiplozoon bliccae</i>	22,8	1,3 (1-4) 0,31	0,43
<i>Paradiplozoon homoion</i>	8,5	1 (1) 0,08	0,12
CRUSTACEA			
<i>Ergasilus sieboldi</i>	14,2	1 (1) 0,14	0,20
Tatal	14		
Ektoparasiten	7		
Endoparasiten	7		
Verhältnis	1,00		

Tab. V-1.4: Parasitenfauna von *Carassius gibelio* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Carassius gibelio</i> - Giebel (n=7)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
NEMATODA			
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	28,5	2,5 (1-4) 0,71	26,31
CRUSTACEA			
<i>Ergasilus sieboldi</i>	100,0	2,0 (1-3) 2,00	73,68
Total	2		
Ektoparasiten	1		
Endoparasiten	1		
Verhältnis	1,00		

Tab. V-1.5: Parasitenfauna von *Scardinius erythrophthalmus* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Scardinius erythrophthalmus</i> - Rotfeder (n=35)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
CILIOPHORA			
<i>Epistylis lwoffii</i>	5,7		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	8,5		
MYXOZOA			
<i>Myxobolus macrocapsularis</i>	2,8		
<i>Myxobolus scardinii</i>	11,4		
DIGenea			
<i>Asymphlodora tincae</i>	20,0	3,8 (1-11) 0,77	3,70
<i>Diplostomum</i> spp.	45,7	3,8 (1-12) 1,77	8,50
<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,13
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	14,2	8,8 (1-31) 1,25	6,03
<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	65,7	13,7 (1-88) 9,02	43,34
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	60,0	3,5 (1-9) 2,14	10,28
<i>Sanguinicola armata</i>	2,8	2,0 (2) 0,05	0,27
<i>Tylodelphys clavata</i>	20,0	3,0 (1-8) 0,60	2,88
MONOGENEA			
<i>Diplozoon paradoxum</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,27
<i>Paradiplozoon homoion</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,27
NEMATODA			
<i>Contracaecum microcephalum</i>	20,0	2,0 (1-3) 0,40	1,92
<i>Contracaecum micropapillatum</i>	20,0	1,7 (1-3) 0,34	1,64
<i>Philometra rischta</i>	60,0	5,0 (1-25) 3,02	14,54
<i>Pseudocapillaria tomentosa</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,13
<i>Raphidascaris acus</i>	22,8	2,7 (1-7) 0,62	3,10
HIRUDINEA			
<i>Piscicola geometra</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,13
CRUSTACEA			
<i>Argulus foliaceus</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,13
<i>Ergasilus sieboldi</i>	25,7	2,2 (1-5) 0,57	2,74
Total	23		
Ektoparasiten	7		
Endoparasiten	16		
Verhältnis	0,43		

Tab. V-1.6: Parasitenfauna von *Tinca tinca* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Tinca tinca</i> - Schleie (n=35)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
MYXOZOA			
<i>Thelohanellus pyriformis</i>	2,8		
DIGENEA			
<i>Asymphlodora tincae</i>	48,5	74,5 (1-306) 36,22	71,51
<i>Tylodelphys clavata</i>	2,8	2,0 (2) 0,05	0,11
MONOGENEA			
<i>Dactylogyrus tincae</i>	25,7	1,2 (1-2) 0,31	0,62
CESTODA			
<i>Khawia baltica</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,11
NEMATODA			
<i>Contracaecum</i> sp.	2,8	1,0 (1) 0,02	0,05
<i>Skrjabillanus tincae</i>	28,5	5,2 (1-23) 1,48	2,93
CRUSTACEA			
<i>Argulus foliaceus</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,05
<i>Argulus japonicus</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,11
<i>Ergasilus sieboldi</i>	97,1	12,7 (1-81) 12,40	24,47
Total	10		
Ektoparasiten	4		
Endoparasiten	6		
Verhältnis	0,66		

Tab. V-1.7: Parasitenfauna von *Perca fluviatilis* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Perca fluviatilis</i> - Flussbarsch (n=35)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
DIGENEA			
<i>Azygia lucii</i>	8,5	1,3 (1-2) 0,11	0,14
<i>Bunodera luciopercae</i>	71,4	4,1 (1-19) 2,94	3,77
<i>Diplostomum</i> spp.	48,5	5,7 (1-27) 2,77	3,55
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	94,2	16,1 (1-80) 15,20	19,49
<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	31,4	3,8 (1-15) 1,20	1,53
<i>Tylodelphys clavata</i>	80,0	62,7 (2-473) 50,17	64,34
<i>Tylodelphys podicipina</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,03
MONOGENEA			
<i>Ancyrocephalus percae</i>	17,1	1,3 (1-3) 0,22	0,29
CESTODA			
<i>Proteocephalus percae</i>	2,8	2,0 (2) 0,05	0,07
<i>Triaenophorus nodulosus</i>	68,5	3,1 (1-11) 2,14	2,74
NEMATODA			
<i>Camallanus lacustris</i>	60,0	4,3 (1-12) 2,62	3,37
<i>Camallanus truncatus</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,03
ACANTHOCEPHALA			
<i>Acanthocephalus lucii</i>	20,0	1,7 (1-4) 0,34	0,44
CRUSTACEA			
<i>Argulus foliaceus</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,07
<i>Ergasilus sieboldi</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,07
Total	16		
Ektoparasiten	3		
Endoparasiten	13		
Verhältnis	0,23		

Tab. V-1.8: Parasitenfauna von *Gymnocephalus cernua* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Gymnocephalus cernua</i> - Kaulbarsch (n=35)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
CILIOPHORA			
<i>Epistylis lwoffii</i>	42,8		
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	2,8		
<i>Trichodina acuta</i>	2,8		
<i>Trichodina mutabilis</i>	5,7		
<i>Trichodina pediculus</i>	2,8		
<i>Trichodinella epizootica</i>	54,2		
DIGenea			
<i>Azygia lucii</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,01
<i>Diplostomum</i> spp.	94,2	14,1 (1-117) 13,31	4,74
<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	85,7	91,3 (3-575) 78,25	27,87
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	80,0	23,2 (3-97) 18,62	6,63
<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	14,2	2,0 (1-5) 0,28	0,10
<i>Tylodelphys clavata</i>	100,0	160,6 (1-727) 160,65	57,22
<i>Tylodelphys podicipina</i>	68,5	2,6 (1-13) 1,80	0,64
CESTODA			
<i>Proteocephalus cernuae</i>	11,4	1,0 (1) 0,11	0,04
NEMATODA			
<i>Camallanus lacustris</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,01
<i>Eustrongylides tubifex</i>	5,7	1,0 (1) 0,05	0,02
HIRUDINEA			
<i>Helobdella stagnalis</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,01
CRUSTACEA			
<i>Argulus foliaceus</i>	2,8	1,0 (1) 0,02	0,01
<i>Ergasilus sieboldi</i>	94,2	7,3 (1-27) 6,97	2,48
BIVALVIA			
Unionoidae indet.	17,1	3,3 (1-9) 0,57	0,20
Total	21		
Ektoparasiten	10		
Endoparasiten	11		
Verhältnis	0,90		

Tab. V-1.9: Parasitenfauna von *Anguilla anguilla* aus dem Malchiner See. P [%]: Prävalenz, mI: mittlere Intensität, I: Intensität (als Bereich), mA: mittlere Abundanz, pi [%]: relative Häufigkeit, n: Anzahl

<i>Anguilla anguilla</i> - Aal (n=32)			
Parasitenart	P [%]	mI (I) mA	pi [%]
DIGENEA			
<i>Azygia lucii</i>	21,8	1,7 (1-3) 0,37	1,91
<i>Diplostomum</i> spp.	6,2	1,0 (1) 0,06	0,31
MONOGENEA			
<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>	12,5	5,2 (1-12) 0,65	3,34
<i>Pseudodactylogyrus bini</i>	25,0	17,3 (1-50) 4,34	22,13
CESTODA			
<i>Bothriocephalus claviceps</i>	21,8	2,2 (1-5) 0,50	2,54
<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	43,7	6,0 (1-40) 2,62	13,37
<i>Proteocephalus sagittus</i>	31,2	4,1 (1-16) 1,28	6,52
NEMATODA			
<i>Anguillicoloides crassus</i>	78,1	7,5 (1-30) 5,90	30,09
<i>Camallanus lacustris</i>	34,3	1,9 (1-4) 0,65	3,34
<i>Camallanus truncatus</i>	3,1	1,0 (1) 0,03	0,15
ACANTHOCEPHALA			
<i>Acanthocephalus lucii</i>	6,2	1,0 (1) 0,06	0,31
HIRUDINEA			
<i>Piscicola geometra</i>	3,1	1,0 (1) 0,03	0,15
CRUSTACEA			
<i>Ergasilus sieboldi</i>	71,8	4,3 (1-12) 3,09	15,76
Total	14		
Ektoparasiten	4		
Endoparasiten	10		
Verhältnis	0,40		

V-2.: Deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten für die Zielfischarten

Tab. V-2.1: Bisher in *Abramis brama* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten

<i>Abramis brama</i> L. - Blei		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
CILIOPHORA <i>Paratrichodina incissa</i> <i>Trichodina modesta</i> <i>Trichodina</i> sp.	14 14 14	<i>Epistylis lwoffi</i> <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> <i>Trichodina modesta</i> <i>Trichodina</i> spp.
MYXOZOA <i>Ceratomyxa</i> sp. <i>Myxobolus</i> sp. <i>Zschokella nova</i>	14 14 14	<i>Myxobolus bramae</i>
DIGENEA <i>Apophallus muehlingi</i> Bucephalidae indet. <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Diplostomum volvens</i> <i>Holostephanus dubenini</i> <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Metorchis bilis</i> <i>Opisthorchis felinus</i> <i>Paracoenogonimus ovatus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Pseudamphistomum truncatum</i> <i>Sphaerostoma bramae</i> <i>Tylodelphys clavata</i>	10 13 6, 8, 13, 14 1 10 14 10 10 10 6, 10, 14 10 6, 14 6, 8	<i>Diplostomum</i> spp. <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Sphaerostoma bramae</i> <i>Tylodelphys clavata</i>
MONOGENEA <i>Dactylogyrus auriculatus</i> <i>Dactylogyrus cornu</i> <i>Dactylogyrus crucifer</i> <i>Dactylogyrus falcatus</i> <i>Dactylogyrus wunderi</i> <i>Dactylogyrus zandti</i> <i>Dactylogyrus</i> spp. <i>Diplozoon paradoxum</i> <i>Gyrodactylus elegans</i> <i>Gyrodactylus</i> spp.	4, 6 6 6 4 4 4 9, 14 3, 6, 7, 11, 13, 14 6 9	<i>Diplozoon paradoxum</i>
CESTODA <i>Caryophyllaeus fimbriceps</i> <i>Caryophyllaeus laticeps</i> <i>Ligula intestinalis</i> <i>Malacobothrii</i> indet. <i>Proteocephalus</i> sp.	13 6, 7, 14 12 9 6	<i>Caryophyllaeus laticeps</i> <i>Ligula intestinalis</i> <i>Paradilepis scolecina</i>

Fortsetzung der Tabelle V-2.1 auf der nächsten Seite

Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
NEMATODA <i>Contracaecum</i> sp. <i>Philometra ovata</i> <i>Pseudocapillaria tomentosa</i> <i>Raphidascaris acus</i>	14 14 14 14	<i>Contracaecum microcephalum</i> <i>Contracaecum micropapillatum</i> <i>Philometra ovata</i>
ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Echinorhynchus salmonis</i> <i>Echinorhynchus truttae</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i>	5, 14 14 5 6, 13	
HIRUDINEA <i>Piscicola geometra</i>	14	
CRUSTACEA <i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i> <i>Ergasilus</i> sp.	14 2, 14 9	<i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i>

Literatur zu Tabelle V-2.1:

Peters 1930¹, Sgonina 1936², Gläser & Gläser 1964³, Gläser 1965⁴, Taraschewski 1988⁵, Özcelik & Deufel 1989⁶, Karanis & Taraschewski 1993⁷, Balling & Pfeifer 1997b⁸, Pecher et al. 1998⁹, Schuster et al. 1998¹⁰, Reimer 2002¹¹, Hecker & Karbe 2005¹², Reimer 2006¹³, Rückert et al. 2007¹⁴

Tab. V-2.2: Bisher in *Alburnus alburnus* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten

<i>Alburnus alburnus</i> L. - Ukelei		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
CILIOPHORA		<i>Epistylis lwoffi</i> <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> <i>Trichodina acuta</i> <i>Trichodina puytoraci</i> <i>Trichodina</i> spp. <i>Trichodinella epizootica</i>
DIGenea <i>Apophallus muehlingi</i> <i>Bucephalus polymorphus</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Holostephanus dubenini</i> <i>Metorchis bilis</i> <i>Metorchis xanthosomus</i> <i>Opisthorchis felinus</i> <i>Paracoenogonimus ovatus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Pseudamphistomum truncatum</i> <i>Tylodelphys clavata</i>	6 6 7, 8 6 6 6 6 6 6 6 5, 7, 8	<i>Diplostomum</i> spp. <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Tylodelphys clavata</i>
MONOGENEA <i>Dactylogyrus alatus</i> <i>Dactylogyrus crucifer</i> <i>Dactylogyrus fraternus</i> <i>Dactylogyrus minor</i> <i>Dactylogyrus nanus</i> <i>Paradiplozoon homoion</i> <i>Paradiplozoon sapae</i>	3, 7, 8 7, 8 3 3 3 2 8	<i>Paradiplozoon alburni</i>
CESTODA		<i>Paradilepis scolecina</i> <i>Proteocephalus torulosus</i>
NEMATODA <i>Philometra opercularis</i>	1	<i>Contracaecum microcephalum</i> <i>Contracaecum micropapillatum</i>
ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i>	4 8	
CRUSTACEA		<i>Ergasilus sieboldi</i>

Literatur zu Tabelle V-2.2:

Mann 1962¹, Gläser & Gläser 1964², Gläser 1965³, Taraschewski 1988⁴, Özcelik & Deufel 1989⁵, Schuster et al. 1998⁶, Reimer 2000⁷, Reimer 2006⁸

Tab. V-2.3: Bisher in *Blicca bjoerkna* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten

<i>Blicca bjoerkna</i> L. - Güster		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
OOMYCOTA		Oomycota indet.
CILIOPHORA		<i>Apiosoma piscicolum</i> <i>Epistylis lwoffi</i> <i>Trichodina acuta</i> <i>Trichodina</i> sp.
DIGenea <i>Apophallus muehlingi</i> <i>Bucephalus polymorphus</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Diplostomum volvens</i> <i>Holostephanus dubenini</i> <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Metorchis bilis</i> <i>Opisthorchis felinus</i> <i>Paracoenogonimus ovatus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Pseudamphistomum truncatum</i> <i>Sphaerostoma bramae</i> <i>Tylodelphys clavata</i>	7 7 6, 8, 9 1 7 9 7 7 7 6, 7 7 6 6, 8, 9	<i>Diplostomum</i> spp. <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Sphaerostoma bramae</i> <i>Tylodelphys clavata</i>
MONOGENEA <i>Dactylogyrus alatus</i> <i>Dactylogyrus cornu</i> <i>Dactylogyrus crucifer</i> <i>Dactylogyrus difformis</i> <i>Dactylogyrus distinguendus</i> <i>Dactylogyrus sphyrna</i> <i>Dactylogyrus</i> sp. <i>Diplozoon gussevi</i> <i>Gyrodactylus elegans</i> <i>Paradiplozoon bliccae</i>	5 5, 6 5 6 5 5, 6 8, 9 4 6 8, 9	<i>Dactylogyrus sphyrna</i> <i>Paradiplozoon bliccae</i> <i>Paradiplozoon homoion</i>
CESTODA <i>Ligula simplicissima</i> <i>Proteocephalus</i> sp.	3 6	
NEMATODA <i>Capillaria brevispicula</i> <i>Philometra ovata</i> <i>Philometra opercularis</i>	2 3 3	
CRUSTACEA <i>Ergasilus sieboldi</i> <i>Lernaecocera cyprinacea</i>	3 3	<i>Ergasilus sieboldi</i>

Literatur zu Tabelle V-2.3:

Peters 1930¹, Heinze 1933², Mann 1962³, Gläser & Gläser 1964⁴, Gläser 1965⁵, Özcelik & Deufel 1989⁶, Schuster et al. 1998⁷, Reimer 2000⁸, Reimer 2006⁹

Tab. V-2.4: Bisher in *Carassius gibelio* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten. k.U.: keine Untersuchung

<i>Carassius gibelio</i> (Bloch, 1782) - Giebel		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
SARCOMASTIGOPHORA		
<i>Cryptobia branchialis</i>	3	k.U.
CILIOPHORA		
<i>Ichtyobodo necatrix</i>	3	
<i>Trichodina</i> sp.	3	
DIGENEA		
<i>Diplostomum pseudospathaceum</i>	3	
MONOGENEA		
<i>Dactylogyrus anchoratus</i>	1	
<i>Dactylogyrus arquatus</i>	3	
<i>Dactylogyrus extensus</i>	1	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	2	
<i>Dactylogyrus</i> spp.	3	
<i>Gyrodactylus longuacuminatus</i> f. <i>typica</i>	2	
CESTODA		
<i>Neogryphorhynchus cheilanchristrotus</i>	3	
NEMATODA		
<i>Philometra sanguinea</i>	3	<i>Contracaecum micropapillatum</i>
CRUSTACEA		
<i>Argulus foliaceus</i>	3	<i>Ergasilus sieboldi</i>

Literatur zu Tabelle V-2.4:

Gläser 1965¹, Stemmer 2002², Deinhardt 2009³

Tab. V-2.5: Bisher in *Rutilus rutilus* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten

<i>Rutilus rutilus</i> L. - Rotaugen		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
COCCIDIA <i>Oodinium</i> sp. <i>Octosporella</i> sp.	16 21, 30	
CILIOPHORA <i>Apiosoma</i> sp. <i>Chilodonella piscicola</i> <i>Epistylis lwoffii</i> <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> <i>Paratrichodina incissa</i> <i>Trichodina jadranica</i> <i>Trichodina modesta</i> <i>Trichodina pediculus</i> <i>Trichodina</i> sp. <i>Suctorina</i> indet.	8, 15, 17 28 15 18 21, 22, 30 28 22 28 8, 15, 16, 17, 21, 30 16	<i>Epistylis lwoffii</i> <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> <i>Trichodina acuta</i> <i>Trichodina nigra</i> <i>Trichodina rostrata</i> <i>Trichodina</i> spp.
MYXOZOA <i>Myxidium pfeifferi</i> <i>Myxidium rhodein</i> <i>Myxobolus bramae</i> <i>Myxobolus cycloides</i> <i>Myxobolus cyprini</i> <i>Myxobolus diversicapsularis</i> <i>Myxobolus intimus</i> <i>Myxobolus muelleri</i> <i>Myxobolus pseudodispar</i> <i>Myxobolus</i> sp. <i>Myxobolus</i> spp.	20 20, 28 15 15 15 21, 22 20 28 8, 15, 20 21, 30 20	<i>Myxobolus muelleri</i> <i>Myxobolus oviformis</i>
DIGenea <i>Aspidogaster limacoides</i> <i>Apophallus muehlingi</i> <i>Allocreidium isoporum</i> <i>Bucephalus polymorphus</i> <i>Bunodera luciopercae</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Diplostomum</i> spp. <i>Holostephanus dubenini</i> <i>Ichthyocotylurus plathycephalus</i> <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Metaganimus yokogawai</i> <i>Metorchis bilis</i> <i>Opisthorchis felineus</i> <i>Paracoenogonimus ovatus</i> <i>Phyllodistomum elongatum</i> <i>Phyllodistomum folium</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Pseudamphistomum truncatum</i> <i>Rhipidocotyle campanula</i> <i>Sphaerostoma bramae</i> <i>Tylodelphys clavata</i>	19 12 1, 6 12 16 6, 9, 13, 16, 17, 18, 19, 21, 22, 23, 25, 27, 28, 29, 30 20 12 22 28 20 12 12 12 23, 25, 26, 28 1 12, 20, 22, 23 12 20, 21, 23, 26, 28, 30 6, 23, 28 6, 9, 13, 17, 19, 20, 23, 25, 26, 27, 28	<i>Diplostomum</i> spp. <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Tylodelphys clavata</i>

Fortsetzung der Tabelle V-2.5 auf der nächsten Seite

Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
MONOGENEA <i>Dactylogyrus alatus</i> <i>Dactylogyrus auriculatus</i> <i>Dactylogyrus caballeroi</i> <i>Dactylogyrus carassi</i> <i>Dactylogyrus cornu</i> <i>Dactylogyrus crucifer</i> <i>Dactylogyrus fallax</i> <i>Dactylogyrus micracanthus</i> <i>Dactylogyrus nanus</i> <i>Dactylogyrus rutili</i> n. sp. <i>Dactylogyrus similis</i> <i>Dactylogyrus sphyrna</i> <i>Dactylogyrus suecicus</i> <i>Dactylogyrus</i> sp. <i>Diplozoon homoion</i> <i>Diplozoon paradoxum</i> <i>Gyrodactylus carassii</i> <i>Gyrodactylus</i> sp. <i>Gyrodactylus</i> spp. <i>Paradiplozoon homoion</i> <i>Paradiplozoon rutili</i>	13, 19 6 3 15 6, 13, 19 1, 3, 6, 13, 15, 19 1, 3 3 3, 17 3 1, 3 1, 3, 6, 28 3, 17 8, 16, 18, 21, 26, 28, 30 2 6, 21, 22, 25, 26, 27, 28, 30 15 17 11 20, 28 14, 17, 19	<i>Dactylogyrus sphyrna</i> <i>Diplozoon paradoxum</i> <i>Paradiplozoon homoion</i>
CESTODA <i>Caryophyllaeides fennica</i> <i>Caryophyllaeus laticeps</i> <i>Ligula intestinalis</i> <i>Paradilepis scolecina</i> <i>Proteocephalus longicollis</i> <i>Proteocephalus plerocercoides</i>	15, 26, 27, 28 6, 7, 27, 28 6, 16, 17, 24, 25, 27, 28 20, 21, 27, 30 1 6	<i>Paradilepis scolecina</i>
NEMATODA <i>Acuariidae</i> indet. <i>Contracaecum micropapillatum</i> <i>Contracaecum ovale</i> <i>Contracaecum</i> sp. <i>Cosmocephalus obvelatus</i> <i>Cucullanus dogieli</i> <i>Cystidicola farionis</i> <i>Paracuaria adunca</i> <i>Philometra obturans</i> <i>Philometra ovata</i> <i>Philometra rishta</i> <i>Philometra</i> spp. <i>Pseudocapillaria tomentosa</i> <i>Raphidascaris acus</i> <i>Rhabdochona</i> sp. <i>Schulmanella petruschewskii</i> <i>Streptocara crassicauda</i> <i>Nematoda</i> indet.	28 28 27, 28 23 22, 28 20 20 28 17 20, 21, 22, 23, 27 21, 23, 30 27 21, 22, 30 8, 20, 22 26 20 19, 28 15, 20, 21, 28	<i>Contracaecum micropapillatum</i> <i>Philometra ovata</i>

Fortsetzung der Tabelle V-2.5 auf der nächsten Seite

Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Acanthocephalus lucii</i> <i>Neoechinorhynchus rutili</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i> <i>Pomphorhynchus</i> sp.	4, 5, 15, 21, 23, 28, 30 13, 15, 19, 20 15, 25 19, 20, 21, 28, 30 26	
HIRUDINEA <i>Cystobranthus respirans</i> <i>Piscicola geometra</i>	10, 15 23	
CRUSTACEA <i>Argulus foliaceus</i> <i>Argulus</i> sp. <i>Ergasilus sieboldi</i> <i>Neoergasilus japonicus</i>	8, 20, 21, 22, 23, 25, 27, 30 16 21, 22, 25, 28, 30 17	<i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i>
BIVALVIA <i>Unio</i> sp.	16, 20, 28	Unionoidea indet.

Literatur zu Tabelle V-2.5:

Zandt 1924¹, Gläser & Gläser 1964², Gläser 1965³, Taraschewski 1985⁴, Taraschewski 1988⁵, Özcelik & Deufel 1989⁶, Karanis & Taraschewski 1993⁷, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993⁸, Balling & Pfeifer 1997b⁹, Troschel & Stumpp 1997¹⁰, Pecher et al. 1998¹¹, Schuster et al. 1998¹², Reimer 2000¹³, Reimer 2002¹⁴, Stemmer 2002¹⁵, Allner 2003¹⁶, Knopf et al. 2005¹⁷, Schwartz 2005¹⁸, Reimer 2006¹⁹, Geiß 2007²⁰, Grabowski 2007²¹, Rückert et al. 2007²², Pothmann 2009²³, Trubiroha et al. 2009²⁴, Bley 2010²⁵, Emde 2010²⁶, Pikalov 2010²⁷, Rohde 2012²⁸, Behrmann-Godel 2013²⁹, Salzmann et al. 2014³⁰

Tab. V-2.6: Bisher in *Scardinius erythrophthalmus* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten

<i>Scardinius erythrophthalmus</i> L. - Rotfeder		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
CILIOPHORA <i>Trichodina</i> sp.	6, 10	<i>Epistylis lwoffi</i> <i>Ichthyophthirius multifiliis</i>
MYXOZOA		<i>Myxobolus macrocapsularis</i> <i>Myxobolus scardinii</i>
DIGenea <i>Apophallus muehlingi</i> <i>Bucephalus polymorphus</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Holostephanus dubenini</i> <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Metorchis bilis</i> <i>Opisthorchis felineus</i> <i>Paracoenogonimus ovatus</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Pseudamphistomum truncatum</i> <i>Tylodelphys clavata</i>	8 8 5, 11 8 9 8 8 8 8 8 5, 11	<i>Asymphlodora tincae</i> <i>Diplostomum</i> spp. <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> <i>Posthodiplostomum cuticola</i> <i>Sanguinicola armata</i> <i>Tylodelphys clavata</i>
MONOGENEA <i>Dactylogyrus cornu</i> <i>Dactylogyrus crucifer</i> <i>Dactylogyrus difformis</i> <i>Dactylogyrus</i> sp. <i>Dactylogyrus</i> spp. <i>Diplozoon gussevi</i> <i>Gyrodactylus</i> sp. <i>Gyrodactylus</i> spp.	5 11 4, 5 6 7 3 10 7	<i>Diplozoon paradoxum</i> <i>Paradiplozoon homoion</i>
CESTODA <i>Caryophyllaeus laticeps</i> <i>Malacobothrii</i> indet.	5 7	
NEMATODA <i>Capillaria tomentosa</i> <i>Raphidascaris acus</i>	1 6	<i>Contracaecum microcephalum</i> <i>Contracaecum micropapillatum</i> <i>Philometra rischta</i> <i>Pseudocapillaria tomentosa</i> <i>Raphidascaris acus</i>
ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i>	10 11	
HIRUDINEA		<i>Piscicola geometra</i>
CRUSTACEA <i>Argulus foliaceus</i> <i>Lernaecera cyprinacea</i>	6 2	<i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i>

Literatur zu Tabelle V-2.6:

Heinze 1933¹, Mann 1962², Gläser & Gläser 1964³, Gläser 1965⁴, Özcelik & Deufel 1989⁵, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993⁶, Pecher et al. 1998⁷, Schuster et al. 1998⁸, Reimer 2000⁹, Stemmer 2002¹⁰, Reimer 2006¹¹

Tab. V-2.7: Bisher in *Tinca tinca* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten. k.U.: keine Untersuchung

<i>Tinca tinca</i> L. - Schleie		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
CILIOPHORA		
<i>Cryptobia branchialis</i>	7	k.U.
<i>Trichodina</i> sp.	7	
MYXOZOA		<i>Thelohanellus pyriformis</i>
DIGenea		
<i>Asymphlodora tincae</i>	4	<i>Asymphlodora tincae</i>
<i>Tylodelphys clavata</i>	4	<i>Tylodelphys clavata</i>
MONOGENEA		
<i>Dactylogyrus macracanthus</i>	2	<i>Dactylogyrus tincae</i>
<i>Gyrodactylus tincae</i>	7	
CESTODA		
<i>Archegetes sieboldi</i>	6, 8, 9	<i>Khawia baltica</i>
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>	4	
<i>Ligula simplicissima</i>	1	
<i>Proteocephalus</i> sp.	4	
NEMATODA		
<i>Philometra</i> (ovata) abdominalis	1	<i>Contracaecum</i> sp.
<i>Philometra opercularis</i>	1	<i>Skrjabillanus tincae</i>
ACANTHOCEPHALA		
<i>Acanthocephalus anguillae</i>	3	
<i>Acanthocephalus lucii</i>	3	
<i>Pomphorhynchus laevis</i>	3, 7	
HIRUDINEA		
<i>Cystobranchnus respirans</i>	5	
CRUSTACEA		
<i>Ergasilus sieboldi</i>	1	<i>Argulus foliaceus</i>
<i>Lernaeocera cyprinacea</i>	1	<i>Argulus japonicus</i>
		<i>Ergasilus sieboldi</i>

Literatur zu Tabelle V-2.7:

Mann 1962¹, Gläser 1965², Taraschewski 1988³, Özcelik & Deufel 1989⁴, Troschel & Stumpp 1997⁵, Reimer 2000⁶, Stemmer 2002⁷, Reimer 2004⁸, Reimer 2006⁹

Tab. V-2.8: Bisher in *Gymnocephalus cernua* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten

<i>Gymnocephalus cernua</i> L. - Kaulbarsch		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
MESOMYCETOEAE <i>Dermocystidium percae</i>	7, 11	
CILIOPHORA <i>Apiosoma</i> sp.	9	<i>Epistylis lwoffi</i> <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> <i>Trichodina acuta</i> <i>Trichodina mutabilis</i> <i>Trichodina pediculus</i> <i>Trichodinella epizootica</i>
DIGENEA <i>Apophallus donicus</i> <i>Bunodera</i> sp. <i>Diplostomum baeri</i> <i>Diplostomum paracaudum</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Diplostomum volvens</i> <i>Diplostomum</i> sp. <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Tylodelphys clavata</i>	4 12 16 16 7, 11, 12, 13 2 1 7, 11, 13 7, 11, 12, 13	<i>Azygia lucii</i> <i>Diplostomum</i> spp. <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> <i>Tylodelphys clavata</i> <i>Tylodelphys podicipina</i>
MONOGENEA <i>Dactylogyrus amphibothrium</i> <i>Dactylogyrus hemiamphibothrium</i> <i>Dactylogyrus</i> sp.	3, 12 3 9	
CESTODA <i>Pseuophyllidea</i> indet.	12	<i>Proteocephalus cernuae</i>
NEMATODA <i>Anguillicoloides crassus</i> <i>Camallanus lacustris</i> <i>Camallanus</i> sp. <i>Porrocaecum reticulatum</i> <i>Porrocaecum</i> sp.	6, 8, 12, 14, 15 12 12 13 13	<i>Camallanus lacustris</i> <i>Eustrongylides tubifex</i>
ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Acanthocephalus lucii</i> <i>Neoechinorhynchus rutili</i> <i>Paratenuisentis ambiguus</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i>	5 5 12 10, 11, 13 11, 12, 13	
HIRUDINEA		<i>Helobdella stagnalis</i>
CRUSTACEA		<i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i>
BIVALVIA		Unionoidae indet.

Literatur zu Tabelle V-2.8:

Fehlmann 1917¹, Peters 1930², Gläser 1965³, Odening 1973⁴, Taraschewski 1988⁵, Kriwet 1996⁶, Reimer 2000⁷, Pietrock & Meinelt 2002⁸, Stemmer 2002⁹, Reimer 2003a¹⁰, Reimer 2003b¹¹, Thielen 2005¹², Reimer 2006¹³, Bernies et al. 2008¹⁴, Bernies 2011¹⁵, Behrmann-Godel 2013¹⁶

Tab. V-2.9: Bisher in *Perca fluviatilis* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten. k.U.: keine Untersuchung

<i>Perca fluviatilis</i> L. - Flussbarsch		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
COCCIDIA <i>Hexamita</i> sp. <i>Oodinium</i> sp.	16 16	k.U.
SARCOMASTIGOPHORA <i>Trypanosoma percae</i> <i>Dermacystidium percae</i>	22 22	k.U.
CILIOPHORA <i>Apiosoma</i> sp. <i>Chilodonella</i> sp. <i>Cryptobia branchialis</i> <i>Epistylis lwoffii</i> <i>Trichodina domerguei</i> <i>Trichodina nigra</i> <i>Trichodina rostrata</i> <i>Trichodina</i> sp. <i>Suctorina</i> indet.	15, 16 22 15 15 15 15 15 10, 15, 16 16	k.U.
MYXOZOA <i>Henneguya lubosa</i> <i>Henneguya</i> sp. <i>Myxobolus muelleri</i>	10 28, 32 28	k.U.
DIGenea <i>Apatemon cobitidis</i> <i>Apatemon gracilis</i> <i>Apophallus donicus</i> <i>Apophallus muehlingi</i> <i>Azygia lucii</i> <i>Bucephalus polymorphus</i> <i>Bunodera luciopercae</i> <i>Cotylurus pileatus</i> <i>Diplostomum baeri</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Diplostomum volvens</i> <i>Diplostomum</i> sp. <i>Hysteromorpha triloba</i> <i>Ichthyocotylurus platycephalus</i> <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> <i>Rhipidocotyle illense</i> <i>Sphaerostoma bramae</i> <i>Tylodelphys clavata</i> <i>Tylodelphys podicipina</i> <i>Tylodelphys</i> sp.2	14, 18, 23 14, 18, 23 4 4 32 27, 29 7, 16, 22, 26, 27, 28, 29, 32 29 29 7, 12, 13, 18, 21, 22, 23, 26, 27, 28, 32 3, 14, 15, 23 1 29 14, 18, 23 13, 22, 27, 28, 29, 32 32 22 28 7, 13, 14, 18, 22, 23, 26, 27, 28, 30 27 29	<i>Azygia lucii</i> <i>Bunodera luciopercae</i> <i>Diplostomum</i> spp. <i>Ichthyocotylurus variegatus</i> <i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i> <i>Tylodelphys clavata</i> <i>Tylodelphys podicipina</i>

Fortsetzung der Tabelle V-2.9 auf der nächsten Seite

Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
MONOGENEA <i>Ancyrocephalus paradoxus</i> <i>Ancyrocephalus percae</i> <i>Dactylogyrus</i> sp. <i>Gyrodactylus elegans</i> <i>Gyrodactylus gasterostei</i> <i>Gyrodactylus</i> sp.	26 31 20, 26 7 15 22	<i>Ancyrocephalus percae</i>
CESTODA <i>Caryophyllaeides fennica</i> <i>Caryophyllaeides laticeps</i> <i>Eubothrium crassum</i> <i>Paradilepis scolecina</i> <i>Proteocephalus longicollis</i> <i>Proteocephalus percae</i> <i>Proteocephalus</i> sp. <i>Proteocephalus</i> spp. <i>Triaenophorus lucii</i> <i>Triaenophorus nodulosus</i>	28 7 29 28 29 7, 8, 12, 28, 29 10, 15, 26, 27 29 10, 15 2, 7, 8, 10, 12, 14, 15, 18, 19, 20, 22, 23, 24, 25, 26, 27, 28, 29	<i>Proteocephalus percae</i> <i>Triaenophorus nodulosus</i>
NEMATODA <i>Anguillicoloides crassus</i> <i>Camallanus lacustris</i> <i>Camallanus</i> sp. <i>Raphidascaris acus</i>	22 8, 10, 14, 16, 18, 22, 23, 26, 27, 28 27 29	<i>Camallanus lacustris</i> <i>Camallanus truncatus</i>
ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Acanthocephalus lucii</i> <i>Acanthocephalus</i> sp. <i>Echinorhynchus truttae</i> <i>Paratenuisentis ambiguus</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i>	6, 11, 28 5, 6, 9, 14, 15, 18, 22, 23, 26, 28 16, 28 15 14, 17, 18, 23 14, 16, 18, 22, 23, 28	<i>Acanthocephalus lucii</i>
HIRUDINEA <i>Piscicola geometra</i>	27	
CRUSTACEA <i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i>	10, 16, 25, 27, 29 27, 29	<i>Argulus foliaceus</i> <i>Ergasilus sieboldi</i>
BIVALVIA <i>Anodonta anatina</i> <i>Unio</i> sp.	27 16	

Literatur zu Tabelle V-2.9:

Fehlmann 1917¹, Zandt 1924², Peters 1930³, Odening 1973⁴, Taraschewski 1985⁵, Taraschewski 1988⁶, Özcelik & Deufel 1989⁷, Klein et al. 1991⁸, Taraschewski & Mackenstedt 1991⁹, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993¹⁰, Sures et al. 1994b¹¹, Balling & Pfeifer 1997a¹², Balling & Pfeifer 1997b¹³, Reimer 2000¹⁴, Stemmer 2002¹⁵, Allner 2003¹⁶, Reimer 2003a¹⁷, Reimer 2003b¹⁸, Eckmann 2004¹⁹, Molzen 2005²⁰, Schwartz 2005²¹, Thielen 2005²², Reimer 2006²³, Brinker et al. 2007²⁴, Brinker 2009²⁵, Emde 2010²⁶, Türk 2010²⁷, Rohde 2012²⁸, Behrmann-Godel 2013²⁹, Georgieva et al. 2013³⁰, Behrmann-Godel 2014³¹, Blank 2015³²

Tab. V-2.10: Bisher in *Anguilla anguilla* deutschlandweit nachgewiesene Parasitenarten verglichen mit den im Rahmen dieser Untersuchung in Binnengewässern MV erfassten Parasitenarten. k.U.: keine Untersuchung

<i>Anguilla anguilla</i> L. - Aal		
Bisher nachgewiesene Parasitenarten	Autoren	Eigene Untersuchungen
SARCOMASTIGOPHORA <i>Trypanosoma granulosum</i>	36, 56	k.U.
CILIOPHORA <i>Apiosoma</i> sp. <i>Ichthyophthirius multifiliis</i> <i>Trichodina jadranica</i> <i>Trichodina</i> sp.	45 56 39 36, 45	k.U.
MYXOZOA <i>Myxobolus kotlani</i> <i>Myxobolus</i> sp. <i>Myxidium giardi</i> <i>Myxidium truttae</i>	45, 56 36 36, 39, 45, 53, 56 35	k.U.
DIGenea <i>Asymphyiodora</i> sp. <i>Azygia lucii</i> <i>Diplostomum spathaceum</i> <i>Diplostomum</i> sp. <i>Diplostomum volvens</i> <i>Lecithochirium</i> sp. <i>Phyllodistomum simile</i> <i>Plagioporus angulatus</i> <i>Plagioporus</i> sp.	57 68 13, 39, 53, 56, 57, 64, 65 56 1 68 63 39, 53 63, 64	<i>Azygia lucii</i> <i>Diplostomum</i> spp.
MONOGENEA <i>Gyrodactylus anguillae</i> <i>Grillotia erinaceus</i> <i>Pseudodactylogyrus anguillae</i> <i>Pseudodactylogyrus bini</i> <i>Pseudodactylogyrus</i> sp. <i>Pseudodactylogyrus</i> spp.	39, 53, 57 35 8, 39, 56, 57, 63 8, 36, 39, 45, 56, 57, 63 36, 44, 68 36, 53, 56, 64, 65	<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i> <i>Pseudodactylogyrus bini</i>
CESTODA <i>Bothriocephalus claviceps</i> <i>Bothriocephalus</i> sp. <i>Cyathocephalus truncatus</i> <i>Proteocephalus macrocephalus</i> <i>Proteocephalus</i> sp. <i>Pseudophyllidea</i> indet.	13, 36, 39, 44, 53, 56, 57, 63, 64, 65 68 63 13, 39, 44, 53, 56, 57, 63, 64, 65 45, 50, 64, 68 33	<i>Bothriocephalus claviceps</i> <i>Proteocephalus macrocephalus</i> <i>Proteocephalus sagittus</i>
NEMATODA <i>Anguillicoloides crassus</i> <i>Anguillicoloides</i> sp. <i>Camallanus lacustris</i> <i>Camallanus truncatus</i> <i>Contracaecum</i> sp. <i>Daniconema anguillae</i> <i>Eustrongyloides mergorum</i> <i>Paraquimperia tenerrima</i> <i>Philometra abdominalis</i> <i>Philometra</i> sp. <i>Porrocaecum reticulatum</i> <i>Pseudocapillaria tomentosa</i> <i>Pseudoterranova decipiens</i> <i>Raphidascaris acus</i> <i>Spinitectus inermis</i>	 4, 5, 6, 7, 8, 10, 11, 12, 15, 16, 17, 18, 21, 22, 23, 24, 25, 26, 29, 30, 31, 33, 34, 36, 37, 38, 39, 40, 44, 45, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 60, 61, 62, 63, 64, 65, 67, 68 3, 6, 12 56, 64, 65, 68 50 64 56 64, 65 39, 53, 56, 57, 63 2 39, 53, 57 57 39, 53, 56, 57, 64 17 36, 38, 39, 44, 45, 50, 53, 56, 57, 63, 64, 65 56, 65	 <i>Anguillicoloides crassus</i> <i>Camallanus lacustris</i> <i>Camallanus truncatus</i>

Fortsetzung der Tabelle V-2.10

ACANTHOCEPHALA <i>Acanthocephalus anguillae</i> <i>Acanthocephalus lucii</i> <i>Acanthocephalus rhinensis</i> <i>Acanthocephalus</i> sp. <i>Echinorhynchus truttae</i> <i>Neoechinorhynchus rutili</i> <i>Paratenuisentis ambiguus</i> <i>Pomphorhynchus laevis</i>	8, 9, 36, 39, 44, 45, 46, 53, 56, 57, 63, 68 9, 36, 56, 63 59 50 45, 46, 56 16, 45 7, 8, 14, 16, 19, 20, 26, 27, 28, 36, 37, 39, 41, 42, 43, 44, 46, 47, 48, 49, 53, 56, 57, 63, 64, 65, 66, 68 8, 19, 36, 39, 44, 50, 52, 56, 57, 63, 65	<i>Acanthocephalus lucii</i>
HIRUDINEA <i>Cystobranthus respirans</i>	32	<i>Piscicola geometra</i>
CRUSTACEA <i>Argulus foliaceus</i> <i>Argulus</i> sp. <i>Ergasilus sieboldi</i> <i>Ergasilus gibbus</i> <i>Ergasilus</i> sp.	64, 68 56 68 64, 65 56	<i>Ergasilus sieboldi</i>
BIVALVIA <i>Unio tumidus</i>	57	

Literatur zu Tabelle V-2.10:

Peters 1930¹, Mann 1962², Neumann 1985³, Koops 1986⁴, Peters & Hartmann 1986⁵, Lehmann & Taraschewski 1987⁶, Taraschewski et al. 1987⁷, Stemmer 1988⁸, Taraschewski 1988⁹, Taraschewski et al. 1988¹⁰, Hartmann 1989¹¹, Koops & Hartmann 1989¹², Özcelik & Deufel 1989¹³, Taraschewski 1989¹⁴, Tkocz 1990¹⁵, Hamers et al. 1991¹⁶, Möller et al. 1991¹⁷, Sprengel & Luchtenberg 1991¹⁸, Taraschewski & Mackenstedt 1991¹⁹, Hamers et al. 1992²⁰, Kerstan 1992²¹, Spangenberg & Reinhold 1992²², Hartmann 1993²³, Mellin & Stremmer-Bretthauer 1993²⁴, Polzer & Taraschewski 1993²⁵, Sures et al. 1994a²⁶, Weber et al. 1994²⁷, Taraschewski et al. 1995²⁸, Kriwet 1996²⁹, Lehmann et al. 1996³⁰, Würtz et al. 1996³¹, Troschel & Stumpp 1997³², Pecher et al. 1998³³, Würtz et al. 1998³⁴, Reimer 1999³⁵, Sures et al. 1999a³⁶, Zimmermann et al. 1999³⁷, Knopf et al. 2000³⁸, Reimer 2000³⁹, Würtz & Taraschewski 2000⁴⁰, Hehn et al. 2001⁴¹, Herlyn 2001⁴², Herlyn et al. 2001⁴³, Sures & Streit 2001⁴⁴, Stemmer 2002⁴⁵, Herlyn et al. 2003⁴⁶, Herlyn & Röhrig 2003⁴⁷, Reimer 2003a⁴⁸, Sures et al. 2003⁴⁹, IfB 2004⁵⁰, Leuner 2004⁵¹, Münderle et al. 2004⁵², Reimer 2004⁵³, Yahyaoui et al. 2004⁵⁴, Münderle 2005⁵⁵, Thielen 2005⁵⁶, Reimer 2006⁵⁷, Wielgoss et al. 2007⁵⁸, Amin et al. 2008⁵⁹, Bernies et al. 2008⁶⁰, LU MV 2008⁶¹, Wysujack 2008⁶², Giebner 2009⁶³, Jakob et al. 2009a⁶⁴, Jakob et al. 2009b⁶⁵, Bernies 2011⁶⁶, Wysujack et al. 2014⁶⁷, Brand 2016⁶⁸

V-3: Bisher in Binnengewässern MVs nachgewiesene Parasitenarten

Tab. V-3.1: Bisher in Binnengewässern MVs nachgewiesene Parasitenarten. **Fischart;** An.an.: *Anguilla anguilla*, C.c.: *Cyprinus carpio*, L.i.: *Leuciscus idus*, P.f.: *Perca fluviatilis*, S.e.: *Scardinius erythrophthalmus*, S.t.t.: *Salmo trutta trutta*. **Gewässer;** DS: Drewitzer See, GS: Galenbecker See, H: Havel, KöS: Kölpinsee, KS: Krakower See, NG: Zuchtanlage Neustadt-Glewe, PS: Plauer See, WM: Warnow (Mühlendamm), WP: Warnow (Petridamm), ZS: Zirker See. **Liste der Gewässer aus Wysujack et al. 2014:** Barniner See, Flesensee, Goldberger See, Gothensee, Hohensprenzer See, Kölpinsee, Kummerower See, Malchiner See, Mühlenteich, Müritzer See, Neukloster See, Plauer See, Specker See, Schweriner See, Sternberger See, Tollensesee, Woblitzsee, Warnow. k.A.: keine Angabe, **Aktuelle Studie:** Diese Parasitenart wurde in der aktuellen Studie wiedergefunden. *diese Parasitenart wurde deutschlandweit ausschließlich in MV nachgewiesen, ** über das Gewässer existiert keine Angabe, Ort: Greifswald. ¹⁻⁵ Zahlen wurden verwendet, um die Gewässer den Autoren zuzuordnen

Parasitenart	Fischart	Autoren	Gewässer	Aktuelle Studie
MYXOZOA				
<i>Henneguya</i> sp.	P.f.	Blank 2015	DS, KS	
DIGenea				
<i>Azygia lucii</i>	An.an., P.f.	Blank 2015 ¹ , Brand 2016 ²	DS ¹ , KöS ² , KS ¹	X
<i>Bunodera luciopercae</i>	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X
<i>Brachyphallus crenatus</i>	S.t.t.	Unger & Palm 2016	WP	
<i>Diplostomum spathaceum</i>	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X
<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X
<i>Lecithochirium</i> sp.	An.an.	Brand 2016	WM	
<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X
<i>Rhipidocotyle</i> sp.	P.f.	Blank 2015	KS	
<i>Tylodelphys clavata</i>	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X
MONOGENEA				
<i>Dactylogyrus anchoratus</i>	C.c.	Zeidan 2006	NG	
<i>Dactylogyrus extensus</i>	C.c.	Zeidan 2006	NG	
<i>Dactylogyrus minutus</i>	C.c.	Zeidan 2006	NG	
<i>Dactylogyrus vastator</i>	C.c.	Zeidan 2006	NG	
<i>Dactylogyrus</i> sp.	P.f.	Blank 2015	DS, KS	
<i>Diplozoon nipponicum</i> *	C.c.	Zeidan 2006	NG	
<i>Gyrodactylus sprostonae</i>	C.c.	Zeidan 2006	NG	
<i>Pseudodactylogyrus</i> sp.	An.an.	Brand 2016	KöS, WM	
CESTODA				
<i>Bothriocephalus</i> sp.	An.an.	Brand 2016	KöS	X
<i>Diphyllbothrium dendriticum</i>	S.t.t.	Unger & Palm 2016	WP	
<i>Eubothrium crassum</i>	S.t.t.	Unger & Palm 2016	WP	
<i>Proteocephalus percae</i>	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X
<i>Proteocephalus</i> sp.	An.an.	Brand 2016	KöS, WM	X
<i>Triaenophorus nodulosus</i>	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X
NEMATODA				
<i>Anguillicoloides crassus</i>	An.an.	Koops & Hartmann 1989 ¹ , Spangenberg & Reinhold 1992 ² , Münderle 2005 ³ , Wysujack et al. 2014 ⁴ , Brand 2016 ⁵	H ¹ , GS ² , ZS ² , PS ³ , s. Liste (Legende) ⁴ , KöS ⁵ , WM ⁵	X
<i>Capillaria tomentosa</i>	L.i., S.e.	Heinze 1933	k.A.**	X
<i>Hysterothylacium aduncum</i>	S.t.t.	Unger & Palm 2016	WP	
<i>Camallanus lacustris</i>	An.an., P.f.	Blank 2015 ¹ , Brand 2016 ²	DS ¹ , KöS ² , KS ¹ , WM ²	X
<i>Contracaecum</i> sp.	P.f.	Blank 2015	DS	X

Fortsetzung der Tabelle V-3.1 auf der nächsten Seite

ACANTHOCEPHALA				
<i>Acanthocephalus anguillae</i>	An.an., P.f.	Blank 2015 ¹ , Brand 2016 ²	DS ¹ , KöS ² , KS ¹ , WM ²	X
<i>Acanthocephalus lucii</i>	An.an.	Brand 2016	KöS	
<i>Pomphorhynchus laevis</i>	S.t.t.	Unger & Palm 2016	WP	
CRUSTACEA				
<i>Achtheres percarum</i>	P.f.	Blank 2015	DS	X
<i>Argulus foliaceus</i>	An.an., P.f.	Blank 2015 ¹ , Brand 2016 ²	DS ¹ , KöS ² , KS ¹	
<i>Caligus rapax</i> *	P.f.	Blank 2015	KS	
<i>Ergasilus sieboldi</i>	An.an., P.f.	Blank 2015 ¹ , Brand 2016 ²	DS ¹ , KöS ² , KS ¹	X
BIVALVIA				
Unionoidea indet.	P.f.	Blank 2015	DS, KS	X

V-4: Statistische Analysen

V-4.1: Vergleich zwischen allen Cypriniden in dem Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See anhand von Cluster-ANOSIM- und SIMPER-Analyse sowie dem MDS Plot.

ANOSIM-Global Test

Sample statistic (Global R): 0,695

Significance level of sample statistic: 0,1%

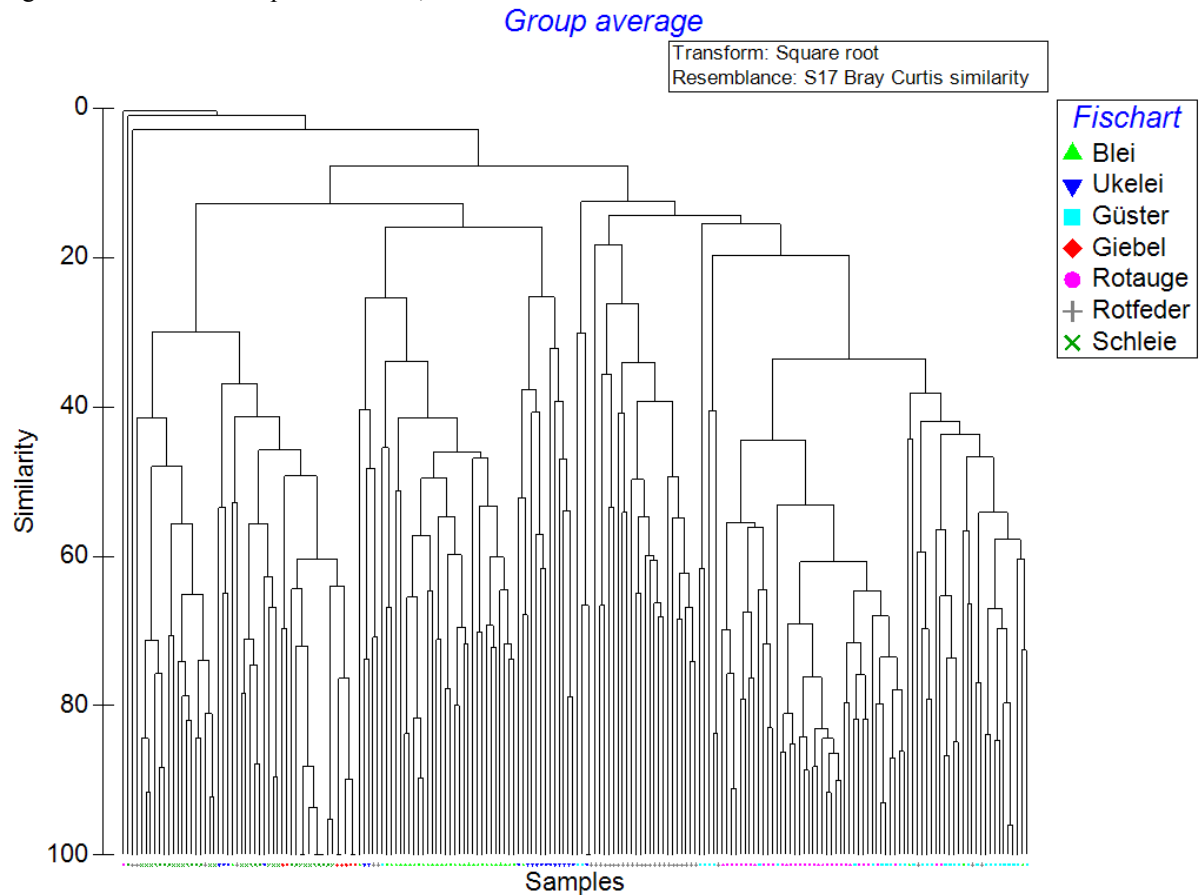


Abb. V-4.1: Cluster-Analyse aller Cypriniden aus dem Malchiner See im Vergleich.

SIMPER-Similarity Percentages-species contributions

Group *Abramis brama*

Average similarity: 42,51

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>C. microcephalum</i>	3,05	16,94	1,26	39,84	39,84
<i>I. platycephalus</i>	1,98	9,75	1,05	22,93	62,78
<i>E. sieboldi</i>	1,34	7,34	0,97	17,27	80,05
<i>T. clavata</i>	1,45	3,52	0,46	8,29	88,34
<i>P. scolecina</i>	0,88	2,58	0,5	6,06	94,4

Group *Alburnus alburnus*

Average similarity: 22,54

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>P. torulosus</i>	0,77	6,59	0,56	29,25	29,25
<i>P. scolecina</i>	0,65	5,57	0,48	24,72	53,96
<i>E. sieboldi</i>	0,67	3,12	0,36	13,86	67,82
<i>C. microcephalum</i>	0,36	2,18	0,23	9,68	77,5
<i>P. alburni</i>	0,4	1,28	0,24	5,69	83,19
<i>Diplostomum</i> spp.	0,32	1,27	0,24	5,64	88,82
<i>C.micropapillatum</i>	0,35	1,13	0,24	4,99	93,82

Group *Blicca bjoerkna*

Average similarity: 39,27

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Diplostomum</i> spp.	3,09	17,3	1,15	44,07	44,07
<i>T. clavata</i>	3,15	13,3	0,81	33,87	77,93
<i>P. cuticola</i>	2,13	6,47	0,74	16,47	94,4

Group *Carassius gibelio*

Average similarity: 69,93

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>E. sieboldi</i>	1,37	68,27	3,47	97,62	97,62

Group *Rutilus rutilus*

Average similarity: 51,03

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	9,04	42,69	2,03	83,65	83,65
<i>P. cuticola</i>	1,22	3,32	0,59	6,51	90,16

Group *Scardinius erythrophthalmus*

Average similarity: 29,38

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>P. breviceaudatum</i>	2	8,96	0,72	30,49	30,49
<i>P. rischta</i>	1,26	7,16	0,69	24,37	54,86
<i>P. cuticola</i>	1,09	5,94	0,7	20,22	75,08
<i>Diplostomum</i> spp.	0,85	3,23	0,48	10,99	86,07
<i>E. sieboldi</i>	0,37	0,82	0,24	2,79	88,86
<i>R. acus</i>	0,37	0,79	0,22	2,67	91,53

Group *Tinca tinca*

Average similarity: 44,74

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>E. sieboldi</i>	3,08	34,04	1,66	76,08	76,08
<i>A. tincae</i>	3,41	8,38	0,49	18,72	94,8

Groups *Abramis brama* & *Alburnus alburnus*

Average dissimilarity = 81,37

Species	Group <i>A. brama</i>	Group <i>A. alburnus</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>C. microcephalum</i>	3,05	0,36	18,79	1,42	23,09	23,09
<i>I. platycephalus</i>	1,98	0,34	12,34	1,18	15,16	38,26
<i>T. clavata</i>	1,45	0,05	9,11	0,74	11,2	49,45
<i>E. sieboldi</i>	1,34	0,67	9,01	1,19	11,08	60,53
<i>P. scolecina</i>	0,88	0,65	6,61	1,05	8,12	68,65
<i>Diplostomum</i> spp.	0,73	0,32	5,95	0,67	7,31	75,96
<i>P. torulosus</i>	0	0,77	5,29	0,91	6,5	82,46
<i>C. micropapillatum</i>	0,18	0,35	2,88	0,63	3,54	86,01
<i>P. alburni</i>	0	0,4	2,7	0,51	3,32	89,33
<i>P. cuticola</i>	0,2	0,11	2,19	0,49	2,69	92,02

Groups *Abramis brama* & *Blicca bjoerkna*

Average dissimilarity = 82,69

Species	Group <i>A. brama</i>	Group <i>B. bjoerkna</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>C. microcephalum</i>	3,05	0	14,92	1,38	18,05	18,05
<i>T. clavata</i>	1,45	3,15	14,37	1,2	17,38	35,43
<i>Diplostomum</i> spp.	0,73	3,09	12,85	1,36	15,54	50,97
<i>I. platycephalus</i>	1,98	1,24	10,62	1,14	12,84	63,81
<i>P. cuticola</i>	0,2	2,13	8,39	0,91	10,15	73,96
<i>E. sieboldi</i>	1,34	0,14	6,34	1,2	7,67	81,63
<i>P. scolecina</i>	0,88	0	4,12	0,8	4,98	86,61
<i>I. variegatus</i>	0	0,78	3,34	0,39	4,04	90,66

Groups *Alburnus alburnus* & *Blicca bjoerkna*

Average dissimilarity = 92,36

Species	Group <i>A. alburnus</i>	Group <i>B. bjoerkna</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>T. clavata</i>	0,05	3,15	20,51	1,18	22,21	22,21
<i>Diplostomum</i> spp.	0,32	3,09	19,47	1,46	21,08	43,29
<i>P. cuticola</i>	0,11	2,13	11,96	0,97	12,95	56,24
<i>I. platycephalus</i>	0,34	1,24	6,4	0,6	6,93	63,17
<i>P. torulosus</i>	0,77	0	5,73	0,87	6,2	69,37
<i>E. sieboldi</i>	0,67	0,14	5,27	0,66	5,71	75,08
<i>I. variegatus</i>	0,13	0,78	5,25	0,46	5,68	80,76
<i>P. scolecina</i>	0,65	0	5,07	0,77	5,48	86,24
<i>C. microcephalum</i>	0,36	0	3,17	0,5	3,43	89,68
<i>P. alburni</i>	0,4	0	2,9	0,49	3,14	92,82

Groups *Abramis brama* & *Carassius gibelio*

Average dissimilarity = 82,72

Species	Group <i>A. brama</i>	Group <i>C. gibelio</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>C. microcephalum</i>	3,05	0	24,15	1,48	29,19	29,19
<i>I. platycephalus</i>	1,98	0	15,75	1,27	19,03	48,23
<i>T. clavata</i>	1,45	0	10,56	0,74	12,77	61
<i>E. sieboldi</i>	1,34	1,37	7,16	1,25	8,65	69,65
<i>P. scolecina</i>	0,88	0	6,62	0,84	8	77,64
<i>Diplostomum</i> spp.	0,73	0	5,98	0,53	7,23	84,88
<i>C. micropapillatum</i>	0,18	0,43	4,05	0,64	4,89	89,77
<i>P. cuticola</i>	0,2	0	1,98	0,38	2,39	92,17

Groups *Alburnus alburnus* & *Carassius gibelio*

Average dissimilarity = 83,66

	Group <i>A. alburnus</i>	Group <i>C. gibelio</i>				
Species	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>E. sieboldi</i>	0,67	1,37	22,48	1,4	26,87	26,87
<i>P. torulosus</i>	0,77	0	12,16	0,94	14,53	41,4
<i>P. scolecina</i>	0,65	0	10,86	0,82	12,98	54,37
<i>C. micropapillatum</i>	0,35	0,43	9,6	0,75	11,48	65,85
<i>C. microcephalum</i>	0,36	0	7,77	0,54	9,29	75,14
<i>P. alburni</i>	0,4	0	5,75	0,51	6,87	82,01
<i>Diplostomum</i> spp.	0,32	0	5,32	0,51	6,36	88,37
<i>I. platycephalus</i>	0,34	0	4,59	0,56	5,49	93,86

Groups *Blicca bjoerkna* & *Carassius gibelio*

Average dissimilarity = 96,62

	Group <i>B. bjoerkna</i>	Group <i>C. gibelio</i>				
Species	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>Diplostomum</i> spp.	3,09	0	24,95	1,5	25,83	25,83
<i>T. clavata</i>	3,15	0	24,29	1,21	25,14	50,97
<i>P. cuticola</i>	2,13	0	14,59	1	15,1	66,07
<i>E. sieboldi</i>	0,14	1,37	12,57	1,56	13,01	79,08
<i>I. platycephalus</i>	1,24	0	5,7	0,46	5,9	84,98
<i>I. variegatus</i>	0,78	0	5,52	0,41	5,72	90,69

Groups *Abramis brama* & *Rutilus rutilus*

Average dissimilarity = 83,38

	Group <i>A. brama</i>	Group <i>R. rutilus</i>				
Species	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	1,45	9,04	31,8	1,81	38,14	38,14
<i>C. microcephalum</i>	3,05	0	13,5	1,36	16,19	54,33
<i>I. platycephalus</i>	1,98	0	8,78	1,16	10,53	64,86
<i>E. sieboldi</i>	1,34	0,11	5,89	1,17	7,06	71,93
<i>P. cuticola</i>	0,2	1,22	5,34	0,74	6,4	78,33
<i>Diplostomum</i> spp.	0,73	1,03	5,17	0,87	6,2	84,53
<i>P. scolecina</i>	0,88	0,81	4,79	1,01	5,75	90,28

Groups *Alburnus alburnus* & *Rutilus rutilus*

Average dissimilarity = 93,68

	Group <i>A. alburnus</i>	Group <i>R. rutilus</i>				
Species	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	0,05	9,04	49,22	2,6	52,54	52,54
<i>P. cuticola</i>	0,11	1,22	7,43	0,73	7,93	60,47
<i>P. scolecina</i>	0,65	0,81	6,05	0,94	6,46	66,93
<i>Diplostomum</i> spp.	0,32	1,03	5,58	0,97	5,96	72,89
<i>P. torulosus</i>	0,77	0	5,01	0,82	5,35	78,24
<i>E. sieboldi</i>	0,67	0,11	4,52	0,62	4,82	83,06
<i>C. microcephalum</i>	0,36	0	2,74	0,47	2,92	85,99
<i>P. homoion</i>	0	0,37	2,61	0,59	2,79	88,77
<i>P. alburni</i>	0,4	0	2,54	0,48	2,72	91,49

Groups *Blicca bjoerkna* & *Rutilus rutilus*

Average dissimilarity = 66,95

	Group <i>B. bjoerkna</i>	Group <i>R. rutilus</i>				
Species	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	3,15	9,04	28,96	1,51	43,26	43,26
<i>Diplostomum</i> spp.	3,09	1,03	11,71	1,21	17,5	60,76
<i>P. cuticola</i>	2,13	1,22	8,92	0,94	13,32	74,07
<i>I. platycephalus</i>	1,24	0	3,54	0,42	5,29	79,37
<i>P. scolecina</i>	0	0,81	3,52	0,75	5,25	84,62
<i>I. variegatus</i>	0,78	0	3,16	0,38	4,72	89,34
<i>P. homoion</i>	0,09	0,37	2,08	0,61	3,11	92,45

Groups *Carassius gibelio* & *Rutilus rutilus*

Average dissimilarity = 98,54

Species	Group <i>C. gibelio</i>	Group <i>R. rutilus</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>T. clavata</i>	0	9,04	57,28	2,96	58,13	58,13
<i>E. sieboldi</i>	1,37	0,11	11,57	1,21	11,74	69,87
<i>P. cuticola</i>	0	1,22	8,63	0,72	8,76	78,63
<i>Diplostomum</i> spp.	0	1,03	5,54	0,89	5,62	84,25
<i>P. scolecina</i>	0	0,81	5,37	0,78	5,45	89,7
<i>C.micropapillatum</i>	0,43	0	3,34	0,5	3,39	93,09

Groups *Abramis brama* & *Scardinius erythrophthalmus*

Average dissimilarity = 89,03

Species	Group <i>A. brama</i>	Group <i>S. erythrophthalmus</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>C. microcephalum</i>	3,05	0,29	15,61	1,37	17,53	17,53
<i>I. platycephalus</i>	1,98	0,03	10,75	1,2	12,07	29,6
<i>P. breviceaudatum</i>	0	2	10,36	0,91	11,63	41,23
<i>T. clavata</i>	1,45	0,33	7,85	0,78	8,81	50,04
<i>E. sieboldi</i>	1,34	0,37	7,01	1,16	7,88	57,92
<i>P. rischta</i>	0	1,26	6,96	1,01	7,82	65,74
<i>Diplostomum</i> spp.	0,73	0,85	6,26	0,85	7,03	72,77
<i>P. cuticola</i>	0,2	1,09	5,79	1,07	6,5	79,28
<i>P. scolecina</i>	0,88	0	4,59	0,81	5,15	84,43
<i>R. acus</i>	0	0,37	2,05	0,51	2,31	86,74
<i>A. tincae</i>	0	0,35	2,05	0,43	2,31	89,04
<i>C.micropapillatum</i>	0,18	0,26	1,95	0,61	2,19	91,23

Groups *Alburnus alburnus* & *Scardinius erythrophthalmus*

Average dissimilarity = 92,17

Species	Group <i>A. alburnus</i>	Group <i>S. erythrophthalmus</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>P. breviceaudatum</i>	0	2	15,37	0,97	16,67	16,67
<i>P. rischta</i>	0	1,26	10,69	1,03	11,6	28,27
<i>P. cuticola</i>	0,11	1,09	8,82	1,05	9,57	37,84
<i>Diplostomum</i> spp.	0,32	0,85	7,5	0,89	8,14	45,99
<i>E. sieboldi</i>	0,67	0,37	7,01	0,74	7,6	53,59
<i>P. torulosus</i>	0,77	0	6,72	0,86	7,29	60,88
<i>P. scolecina</i>	0,65	0	5,95	0,76	6,45	67,33
<i>C. microcephalum</i>	0,36	0,29	5,25	0,63	5,69	73,02
<i>C.micropapillatum</i>	0,35	0,26	4,24	0,66	4,6	77,62
<i>I. variegatus</i>	0,13	0,37	3,37	0,43	3,66	81,28
<i>P. alburni</i>	0,4	0	3,36	0,49	3,64	84,92
<i>A. tincae</i>	0	0,35	3,23	0,44	3,5	88,42
<i>R. acus</i>	0	0,37	3,2	0,51	3,47	91,9

Groups *Blicca bjoerkna* & *Scardinius erythrophthalmus*

Average dissimilarity = 83,67

Species	Group <i>B. bjoerkna</i>	Group <i>S. erythrophthalmus</i>	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund				
<i>T. clavata</i>	3,15	0,33	16,45	1,14	19,66	19,66
<i>Diplostomum</i> spp.	3,09	0,85	14,49	1,29	17,32	36,97
<i>P. breviceaudatum</i>	0	2	10,88	0,89	13	49,98
<i>P. cuticola</i>	2,13	1,09	9,97	1,05	11,92	61,9
<i>P. rischta</i>	0	1,26	7,36	0,97	8,8	70,7
<i>I. variegatus</i>	0,78	0,37	5,25	0,5	6,27	76,97
<i>I. platycephalus</i>	1,24	0,03	4,28	0,45	5,12	82,09
<i>E. sieboldi</i>	0,14	0,37	2,71	0,57	3,24	85,32
<i>A. tincae</i>	0	0,35	2,18	0,42	2,61	87,93
<i>R. acus</i>	0	0,37	2,18	0,5	2,6	90,54

Groups *Carassius gibelio* & *Scardinius erythrophthalmus*

Average dissimilarity = 92,84

Species	Group <i>C. gibelio</i>	Group <i>S. erythrophthalmus</i>		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>P. breviceaudatum</i>	0	2	18,66	1,01	20,1	20,1
<i>E. sieboldi</i>	1,37	0,37	15,65	1,18	16,86	36,96
<i>P. rischta</i>	0	1,26	13,23	1,06	14,24	51,21
<i>P. cuticola</i>	0	1,09	10,97	1,03	11,81	63,02
<i>Diplostomum</i> spp.	0	0,85	8,19	0,8	8,82	71,84
<i>C.micropapillatum</i>	0,43	0,26	6,11	0,66	6,58	78,41
<i>A. tincae</i>	0	0,35	4,05	0,44	4,36	82,78
<i>R. acus</i>	0	0,37	4	0,52	4,31	87,09
<i>C. microcephalum</i>	0	0,29	3,48	0,46	3,75	90,84

Groups *Rutilus rutilus* & *Scardinius erythrophthalmus*

Average dissimilarity = 89,54

Species	Group <i>R. rutilus</i>	Group <i>S. erythrophthalmus</i>		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>T. clavata</i>	9,04	0,33	40	2,15	44,67	44,67
<i>P. breviceaudatum</i>	0	2	9,77	0,88	10,91	55,59
<i>P. cuticola</i>	1,22	1,09	7,12	0,89	7,95	63,53
<i>P. rischta</i>	0	1,26	6,56	0,95	7,33	70,86
<i>Diplostomum</i> spp.	1,03	0,85	5,8	1,05	6,48	77,35
<i>P. scolecina</i>	0,81	0	3,88	0,76	4,34	81,68
<i>E. sieboldi</i>	0,11	0,37	2,27	0,55	2,54	84,22
<i>P. homoion</i>	0,37	0,06	2,21	0,61	2,47	86,69
<i>R. acus</i>	0	0,37	1,94	0,49	2,17	88,85
<i>A. tincae</i>	0	0,35	1,94	0,41	2,16	91,02

Groups *Abramis brama* & *Tinca tinca*

Average dissimilarity = 85,56

Species	Group <i>A. brama</i>	Group <i>T. tinca</i>		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>C. microcephalum</i>	3,05	0	17,46	1,4	20,41	20,41
<i>A. tincae</i>	0	3,41	14,81	0,79	17,3	37,71
<i>E. sieboldi</i>	1,34	3,08	12,11	1,23	14,15	51,86
<i>I. platycephalus</i>	1,98	0	11,36	1,2	13,27	65,14
<i>T. clavata</i>	1,45	0,04	7,86	0,72	9,19	74,32
<i>P. scolecina</i>	0,88	0	4,81	0,81	5,62	79,94
<i>Diplostomum</i> spp.	0,73	0	4,3	0,54	5,02	84,96
<i>S. tincae</i>	0	0,56	3,18	0,51	3,71	88,68
<i>D. tincae</i>	0	0,28	1,8	0,5	2,11	90,78

Groups *Alburnus alburnus* & *Tinca tinca*

Average dissimilarity = 89,89

Species	Group <i>A. alburnus</i>	Group <i>T. tinca</i>		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>E. sieboldi</i>	0,67	3,08	25,92	1,46	28,83	28,83
<i>A. tincae</i>	0	3,41	20,88	0,85	23,23	52,06
<i>P. torulosus</i>	0,77	0	7,22	0,88	8,03	60,09
<i>P. scolecina</i>	0,65	0	6,42	0,78	7,14	67,23
<i>S. tincae</i>	0	0,56	4,87	0,52	5,42	72,65
<i>C. microcephalum</i>	0,36	0	4,15	0,51	4,62	77,27
<i>P. alburni</i>	0,4	0	3,61	0,5	4,01	81,29
<i>D. tincae</i>	0	0,28	3,16	0,45	3,52	84,81
<i>C.micropapillatum</i>	0,35	0	3,16	0,5	3,51	88,32
<i>Diplostomum</i> spp.	0,32	0	3,16	0,5	3,51	91,83

Groups *Blicca bjoerkna* & *Tinca tinca*

Average dissimilarity = 97,71

Species	Group <i>B. bjoerkna</i> Av.Abund	Group <i>T. tinca</i> Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>E. sieboldi</i>	0,14	3,08	18,72	1,56	19,16	19,16
<i>T. clavata</i>	3,15	0,04	17,61	1,13	18,02	37,18
<i>Diplostomum</i> spp.	3,09	0	17,57	1,44	17,98	55,16
<i>A. tincae</i>	0	3,41	15,41	0,78	15,77	70,93
<i>P. cuticola</i>	2,13	0	10,48	0,93	10,72	81,65
<i>I. platycephalus</i>	1,24	0	4,35	0,44	4,45	86,11
<i>I. variegatus</i>	0,78	0	4,04	0,39	4,13	90,24

Groups *Carassius gibelio* & *Tinca tinca*

Average dissimilarity = 64,27

Species	Group <i>C. gibelio</i> Av.Abund	Group <i>T. tinca</i> Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>A. tincae</i>	0	3,41	24,63	0,88	38,32	38,32
<i>E. sieboldi</i>	1,37	3,08	22,27	1,32	34,64	72,96
<i>S. tincae</i>	0	0,56	6	0,53	9,33	82,29
<i>C. micropapillatum</i>	0,43	0	5,08	0,53	7,91	90,21

Groups *Rutilus rutilus* & *Tinca tinca*

Average dissimilarity = 98,43

Species	Group <i>R. rutilus</i> Av.Abund	Group <i>T. tinca</i> Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	9,04	0,04	42,84	2,27	43,52	43,52
<i>E. sieboldi</i>	0,11	3,08	16,81	1,43	17,08	60,6
<i>A. tincae</i>	0	3,41	14,01	0,77	14,23	74,83
<i>P. cuticola</i>	1,22	0	6,38	0,7	6,48	81,31
<i>Diplostomum</i> spp.	1,03	0	4,34	0,86	4,41	85,72
<i>P. scolecina</i>	0,81	0	4,04	0,75	4,11	89,83
<i>S. tincae</i>	0	0,56	2,99	0,49	3,04	92,86

Groups *Scardinius erythrophthalmus* & *Tinca tinca*

Average dissimilarity = 93,19

Species	Group <i>S. erythrophthalmus</i> Av.Abund	Group <i>T. tinca</i> Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>E. sieboldi</i>	0,37	3,08	20,5	1,38	22	22
<i>A. tincae</i>	0,35	3,41	17,84	0,89	19,15	41,15
<i>P. breviceaudatum</i>	2	0	12,92	0,92	13,86	55,01
<i>P. rischta</i>	1,26	0	8,87	0,99	9,52	64,52
<i>P. cuticola</i>	1,09	0	7,39	1,01	7,93	72,46
<i>Diplostomum</i> spp.	0,85	0	5,63	0,77	6,05	78,5
<i>S. tincae</i>	0	0,56	3,81	0,5	4,09	82,59
<i>R. acus</i>	0,37	0	2,64	0,5	2,83	85,42
<i>D. tincae</i>	0	0,28	2,31	0,44	2,48	87,9
<i>C. microcephalum</i>	0,29	0	2,25	0,45	2,42	90,32

V-4.2: Vergleich zwischen den Barschartigen *Gymnocephalus cernua* und *Perca fluviatilis* sowie dem Europäischen Aal *Anguilla anguilla* aus dem Hauptuntersuchungsgewässer Malchiner See anhand von Cluster- ANOSIM- und SIMPER-Analyse sowie dem MDS Plot.

ANOSIM-Global Test

Sample statistic (Global R): 0,791

Significance level of sample statistic: 0,1%

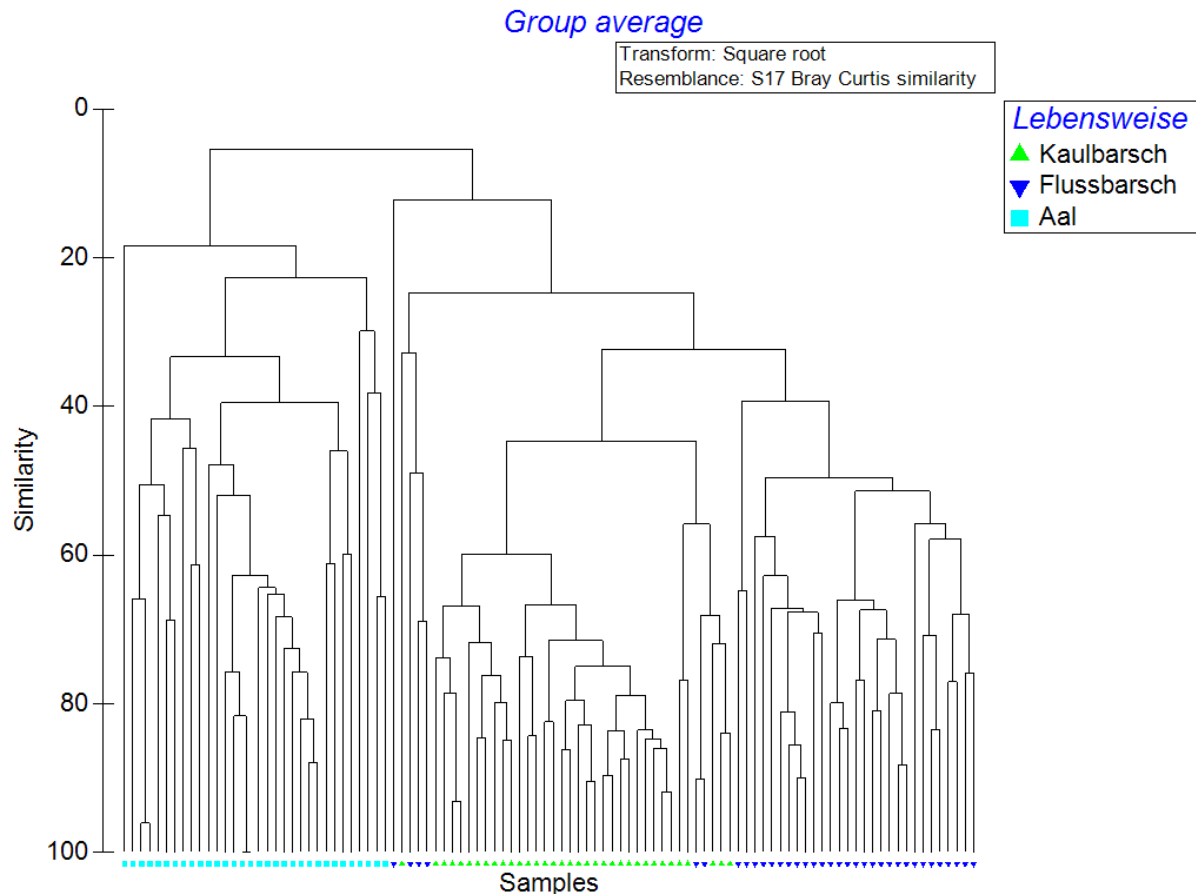


Abb. V-4.2: Cluster-Analyse der Barschartigen *Gymnocephalus cernua* und *Perca fluviatilis* und des Europäischen Aals *Anguilla anguilla* aus dem Malchiner See im Vergleich.

SIMPER-Similarity Percentages-species contributions

Group *Gymnocephalus cernua*

Average similarity: 60,49

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	10,8	23,42	1,97	38,72	38,72
<i>I. platycephalus</i>	7,05	13,71	1,27	22,67	61,39
<i>I. variegatus</i>	3,55	7,38	1,17	12,2	73,59
<i>E. sieboldi</i>	2,46	7,25	1,91	11,98	85,57
<i>Diplostomum</i> spp.	2,99	6,55	1,96	10,82	96,39

Group *Perca fluviatilis*

Average similarity: 46,27

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>I. variegatus</i>	3,32	15,79	1,5	34,14	34,14
<i>T. clavata</i>	4,75	12,63	1,05	27,3	61,44
<i>B. lucioperca</i>	1,37	6,06	0,85	13,11	74,55
<i>T. nodulosus</i>	1,12	4,44	0,76	9,59	84,14
<i>C. lacustris</i>	1,18	3,74	0,68	8,09	92,22

Group *Anguilla anguilla*

Average similarity: 37,62

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>A. crassus</i>	1,94	17,75	1	47,19	47,19
<i>E. sieboldi</i>	1,41	11,33	0,86	30,11	77,3
<i>P. macrocephalus</i>	0,9	3,23	0,45	8,59	85,9
<i>P. sagittus</i>	0,56	1,43	0,3	3,8	89,69
<i>C. lacustris</i>	0,46	1,28	0,34	3,4	93,09

Groups *Gymnocephalus cernua* & *Perca fluviatilis*

Average dissimilarity = 69,52

Species	Group <i>G. cernua</i> Av.Abund	Group <i>P. fluviatilis</i> Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	10,8	4,75	19,19	1,43	27,6	27,6
<i>I. platycephalus</i>	7,05	0	15,85	1,61	22,8	50,4
<i>I. variegatus</i>	3,55	3,32	6,46	1,25	9,3	59,7
<i>E. sieboldi</i>	2,46	0,06	6,18	1,91	8,89	68,59
<i>Diplostomum</i> spp.	2,99	1,05	5,48	1,41	7,88	76,47
<i>B. lucioperca</i>	0	1,37	3,53	1,15	5,08	81,54
<i>T. nodulosus</i>	0	1,12	2,91	1,01	4,19	85,73
<i>C. lacustris</i>	0,03	1,18	2,89	1,01	4,15	89,88
<i>T. podicipina</i>	1,02	0,03	2,48	1,15	3,56	93,45

Groups *Gymnocephalus cernua* & *Anguilla anguilla*

Average dissimilarity = 91,99

Species	Group <i>G. cernua</i> Av.Abund	Group <i>A. anguilla</i> Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	10,8	0	28,86	2,08	31,37	31,37
<i>I. platycephalus</i>	7,05	0	18,74	1,68	20,37	51,74
<i>I. variegatus</i>	3,55	0	9,91	1,6	10,77	62,51
<i>Diplostomum</i> spp.	2,99	0,06	7,83	1,99	8,52	71,02
<i>A. crassus</i>	0	1,94	6,24	1,13	6,78	77,81
<i>E. sieboldi</i>	2,46	1,41	4,5	1,16	4,89	82,7
<i>T. podicipina</i>	1,02	0	3,03	1,15	3,29	85,99
<i>P. macrocephalus</i>	0	0,9	2,6	0,69	2,82	88,81
<i>P. bini</i>	0	0,87	2,39	0,46	2,6	91,41

Groups *Perca fluviatilis* & *Anguilla anguilla*

Average dissimilarity = 96,99

Species	Group <i>P. fluviatilis</i> Av.Abund	Group <i>A. anguilla</i> Av.Abund	Av.Diss	Diss/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	4,75	0	18,78	1,17	19,36	19,36
<i>I. variegatus</i>	3,32	0	16,38	1,63	16,89	36,25
<i>A. crassus</i>	0	1,94	10,48	1,17	10,8	47,05
<i>E. sieboldi</i>	0,06	1,41	7,24	1,13	7,47	54,52
<i>B. lucioperca</i>	1,37	0	7,06	1,16	7,28	61,8
<i>T. nodulosus</i>	1,12	0	5,91	0,98	6,1	67,89
<i>C. lacustris</i>	1,18	0,46	5,45	1,08	5,62	73,52
<i>Diplostomum</i> spp.	1,05	0,06	4,65	0,83	4,79	78,31
<i>P. macrocephalus</i>	0	0,9	4,12	0,73	4,25	82,56
<i>P. bini</i>	0	0,87	3,7	0,47	3,81	86,38
<i>P. sagittus</i>	0	0,56	2,68	0,57	2,76	89,14
<i>P. brevicaudatum</i>	0,56	0	2,6	0,55	2,68	91,82

V-4.3: Vergleich zwischen *Rutilus rutilus* aus den Untersuchungsgewässern Malchiner See, Hohen Sprenger See und Baltezers See anhand von Cluster- ANOSIM- und SIMPER-Analyse sowie dem MDS Plot.

ANOSIM-Global Test

Sample statistic (Global R): 0,378

Significance level of sample statistic: 0,1%

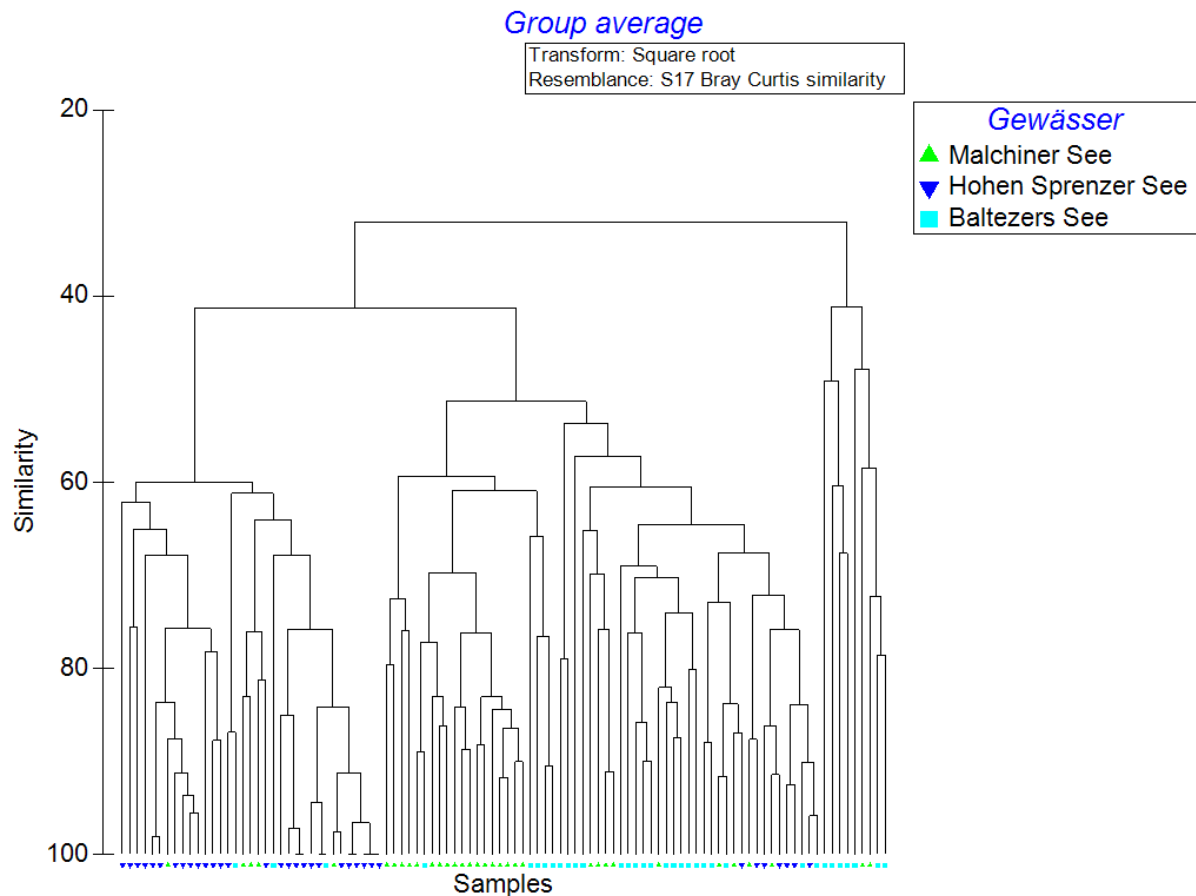


Abb. V-4.3: Cluster-Analyse von *Rutilus rutilus* aus den Untersuchungsgewässern Malchiner See, Hohen Sprenger See und Baltezers See im Vergleich.

SIMPER-Similarity Percentages-species contributions

Group Malchiner See (MS)

Average similarity: 54,05

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	9,3	45,27	2,42	83,75	83,75
<i>P. cuticola</i>	1,25	3,52	0,61	6,52	90,27

Group Hohen Sprenger See (HSS)

Average similarity: 64,86

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	3,33	57,8	3,45	89,12	89,12
<i>P. homoion</i>	0,62	4,13	0,46	6,36	95,48

Group Baltezers See (BS)

Average similarity: 51,08

Species	Av.Abund	Av.Sim	Sim/SD	Contrib%	Cum.%
<i>T. clavata</i>	5,05	31,04	1,97	60,77	60,77
<i>Diplostomum</i> spp.	2,12	11,34	1,44	22,2	82,97
<i>P. cuticola</i>	1,96	7,28	0,8	14,26	97,22

Groups Malchiner See & Hohen Sprenger See

Average dissimilarity = 57,39

Species	Group MS	Group HSS		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>T. clavata</i>	9,3	3,33	31,66	1,74	55,16	55,16
<i>P. cuticola</i>	1,25	0,06	7,29	0,74	12,7	67,86
<i>Diplostomum</i> spp.	1,06	0,47	5,63	1,1	9,81	77,67
<i>P. scolecina</i>	0,84	0	4,63	0,8	8,06	85,73
<i>P. homoion</i>	0,38	0,62	4,45	0,9	7,75	93,48

Groups Malchiner See & Baltezers See

Average dissimilarity = 52,92

Species	Group MS	Group BS		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>T. clavata</i>	9,3	5,05	23,32	1,48	44,06	44,06
<i>P. cuticola</i>	1,25	1,96	8,2	1,04	15,49	59,55
<i>Diplostomum</i> spp.	1,06	2,12	7,59	1,29	14,34	73,89
<i>P. scolecina</i>	0,84	0,36	3,96	0,88	7,49	81,37
<i>D.sphyrna</i>	0,16	0,41	2,24	0,55	4,23	85,6
<i>P. homoion</i>	0,38	0,06	1,93	0,62	3,66	89,26
<i>D.crucifer</i>	0	0,29	1,27	0,33	2,39	91,65

Groups Hohen Sprenger See & Baltezers See

Average dissimilarity = 56,83

Species	Group HSS	Group BS		Diss/SD	Contrib%	Cum.%
	Av.Abund	Av.Abund	Av.Diss			
<i>T. clavata</i>	3,33	5,05	17,68	1,63	31,1	31,1
<i>P. cuticola</i>	0,06	1,96	11,43	1,12	20,11	51,22
<i>Diplostomum</i> spp.	0,47	2,12	11,31	1,46	19,9	71,11
<i>P. homoion</i>	0,62	0,06	4,32	0,75	7,6	78,71
<i>D.sphyrna</i>	0	0,41	2,5	0,47	4,4	83,11
<i>P. scolecina</i>	0	0,36	2,16	0,49	3,81	86,92
<i>D.crucifer</i>	0	0,29	1,87	0,35	3,28	90,2

Anhang VI: Parasitenfauna der Rotaugen aus Vorarbeiten in NRW

VI-1: Parasitenfauna der Rotaugen aus Vorarbeiten in Stehgewässern NRW

Tab. VI-1.1: Parasitenarten der Rotaugen aus den Stehgewässern in NRW. Zusammengetragen aus den Untersuchungen von Pikalov (2010) in HS, TG, ÖT, von Grabowski (2007) in DöS, MSS und Rückert (2001) in DKS. Die Gewässer wurden aufgeteilt in Kleingewässer (<1 ha), mittelgroßer See (1-1 000 ha) und Großsee (>1 000 ha) und durch die Ergebnisse aus der vorliegenden Untersuchung (HSS, BS, MS) ergänzt. BS: Baltezers See (Lettland), DKS: Dieksee, DöS: Dörpfeldsee, HS: Heidhornsee, HSS: Hohen Sprenger See, MS: Malchiner See, MSS: Masureensee, ÖT: Ödingteich, TG: Tongrube, Kernarten sind fett markiert

Parasitenart	Kleingewässer		mittelgroße Seen						Großsee
	HS	TG	DöS	ÖT	DKS	MSS	HSS	BS	MS
	1 ha	0,5 ha	7 ha	2 ha	200 ha	30 ha	220	590	1380
TRICHODINA							Eigene Untersuchungen		
<i>Epistylis lwoffii</i>									22,8
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>									62,8
<i>Trichodina acuta</i>									5,7
<i>Trichodina nigra</i>									2,8
<i>Trichodina rostrata</i>									2,8
<i>Trichodina</i> spp.									2,8
MYXOZOA									
<i>Myxobolus muelleri</i>									5,7
<i>Myxobolus oviformis</i>									2,8
DIGENEA									
<i>Bucephalus polymorphus</i>								5,8	
<i>Diplostomum spathaceum</i>	2,9		54,3		80,0	30,0			
<i>Diplostomum</i> spp.							37,1	88,2	48,5
<i>Ichtyocotylurus platycephalus</i>					4,0				
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>					52,0		5,7	67,6	57,1
<i>Rhipidocotyle campanula</i>			2,9						
<i>Tylodelphys clavata</i>	100,0			95,8			97,1	97,0	97,1
MONOGENEA									
<i>Dactylogyrus crucifer</i>								14,7	
<i>Dactylogyrus fallax</i>								2,9	
<i>Dactylogyrus micracanthus</i>								5,8	
<i>Dactylogyrus nanus</i>								8,8	
<i>Dactylogyrus similis</i>								2,9	
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>								23,5	8,5
<i>Dactylogyrus</i> spp.			42,9		100,0	100,0			
<i>Diplozoon paradoxum</i>		2,9		4,2	4,0	90,0			2,8
<i>Paradiplozoon homoion</i>							45,7	5,8	28,5
<i>Paradiplozoon rutili</i>					12,0				
CESTODA									
<i>Caryophyllaeides fennica</i>	17,1	2,9		8,3					
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>	2,9								
<i>Ligula intestinalis</i>	5,7								
<i>Paradilepis scolecina</i>			94,3	41,7		90,0	91,4	20,5	45,7
Cestoda indet.			11,4	4,2					
NEMATODA									
<i>Contracaecum microcephalum</i>								8,8	
<i>Contracaecum micropapillatum</i>							8,5	11,7	
<i>Contracaecum ovale</i>	17,1								
<i>Cosmocephalus obvelatus</i>					12,0				
<i>Philometra ovata</i>	2,9				4,0			8,8	11,4
<i>Philometra rischta</i>			2,9			10,0			
<i>Philometra</i> spp.	8,6								
<i>Pseudocapillaria tomentosa</i>					20,0				
<i>Raphidascaris acus</i>					24,0				
Nematoda indet.	8,6								
CRUSTACEA									
<i>Argulus foliaceus</i>	2,9		5,7		28,0				5,7
<i>Ergasilus sieboldi</i>			5,7		12,0	10,0		8,8	8,5
BIVALVIA									
Unionoidea indet.							5,7	8,8	
Anzahl der untersuchten Fische	35	35	35	24	25	10	35	34	35
Anzahl Parasitenarten	10	2	8	5	12	6	7	17	18

VI-2: Parasitenfauna der Rotaugen aus Vorarbeiten in Fließgewässern, Kanälen und Talsperren NRW

Tab. VI-2.1: Parasitenarten der Rotaugen aus Fließgewässern, einem Kanal und Talsperren in NRW. Zusammengetragen aus den Untersuchungen von Emde (2010) in R, von Grabowski (2007) in RH, DSK, Pothmann (2009) in MT, ST, Bley (2010) in HT, MT, VT und Rohde (2012) in L, WS. DSK: Diergardt'scher Seitenkanal, HT: Hennetalsperre, L: Lippe, MT: Möhnetalsperre (Ergebnisse von Pothmann (2009) und Bley (2010) wurden zusammengefasst), R: Rhein, RH: Ruhr, ST: Sorpetalsperre, VT: Versetalsperre, WS: Werse. *durchschnittliche Prävalenz aus mehreren Probennahmen, Kernarten sind fett markiert

Parasitenart	Fließgewässer				Kanal	Talsperren			
	R	RH	L	WS	DSK	MT	HT	ST	VT
	1360 km	217 km	220 km	67 km	5 km	1030 ha	210 ha	330 ha	180 ha
TRICHODINA									
<i>Chilodonella piscicola</i>			8,3						
<i>Trichodina jadranica</i>			31,6						
<i>Trichodina pediculus</i>			29,9*						
MYXOZOA									
<i>Myxidium rhodei</i>			18,5*	39,3*					
<i>Myxobolus muelleri</i>			11,7*	26,6*					
<i>Myxozoa</i> indet.			5,3*						
DIGenea									
<i>Diplostomum spathaceum</i>		91,4	20,1*	16,8*	25,7	74,3	40,0	8,6	47,6
<i>Ichtyocotylurus variegatus</i>			3,2						
<i>Phyllodistomum elongatum</i>	25,0		5,0*	8,3		18,6			
<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			4,8	11,3*		5,7			
<i>Rhipidocotyle campanula</i>	22,5	11,4	20,5*	35,8*	2,9				
<i>Sphaerostoma bramae</i>			12,5*	18,7*		45,7			
<i>Tylodelphys clavata</i>	37,5		42,0*	16,7		98,6	91,4	71,4	35,3
<i>Digenea</i> indet.	17,5		5,9						
MONOGENEA									
<i>Dactylogyrus sphyrna</i>			13,0*						
<i>Dactylogyrus</i> sp.	80,0		46,2*						
<i>Dactylogyrus</i> spp.		88,5			82,9	74,2			
<i>Diplozoon paradoxum</i>	2,5	37,1	8,1*		20,0				44,1
<i>Paradiplozoon homoion</i>			14,3	19,7*					
CESTODA									
<i>Caryophyllaeides fennica</i>	5,0		8,9*	8,8*					
<i>Caryophyllaeus laticeps</i>			2,4	8,3					
<i>Caryophyllidae</i> indet.			2,9						
<i>Ligula intestinalis</i>			2,6*	7,7			2,9		
NEMATODA									
<i>Contracaecum micropapillatum</i>			26,6*	19,1*					
<i>Contracaecum ovale</i>			2,6*	7,7					
<i>Contracaecum</i> sp.						8,6		2,9	
<i>Cosmocephalus obvelatus</i>			5,7						
<i>Paracuaria adunca</i>			7,1*						
<i>Philometra ovata</i>								37,1	
<i>Philometra rischta</i>								2,9	
<i>Pseudocapillaria tomentosa</i>		5,7							
<i>Rhabdochona</i> sp.	2,5								
<i>Streptocara crassicauda</i>			2,4	8,3					
<i>Acuriidae</i> indet.			2,9						
<i>Nematoda</i> indet.		17,1	3,3*	8,3	34,2				
ACANTHOCEPHALA									
<i>Acanthocephalus anguillae</i>		45,7	6,6*			8,6		11,4	
<i>Neoechinorhynchus rutili</i>									2,9
<i>Pomphorhynchus laevis</i>		42,8	13,4*		20,0				
<i>Pomphorhynchus</i> sp.	2,5								
HIRUDINEA									
<i>Pisciola geometra</i>						2,9		11,4	
CRUSTACEA									
<i>Argulus foliaceus</i>					2,9		5,7	8,6	
<i>Ergasilus sieboldi</i>		2,9	9,7*			5,7			
BIVALVIA									
<i>Unionoidea</i> indet.									
Anzahl der untersuchten Fische	40	35	352	42	35	70	35	35	34
Anzahl Parasitenarten	9	9	32	16	7	10	4	8	4

<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D _(a)	Ki	Ms		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	/	6	06.10.2011	10.02.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	21,0			<i>Trichodina</i> sp.		1							
TG [g]	191,3			DIGENEA									
SG [g]	176,5			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			1						
G	♀			NEMATODA									
LG [g]	1,296			<i>Contracaecum microcephalum</i>	14		10						
GG [g]	1,094			CRUSTACEA									
D voll [g]	2,633			<i>Ergasilus sieboldi</i>		1							
D leer [g]	1,396												
Bemerkung:													
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ms	Op	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	24,5	7	06.10.2011	12.03.2015	DIGENEA								
SL [cm]	18,5			<i>Diplostomum</i> spp.	1								
TG [g]	135,0			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		10	10						
SG [g]	122,5			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				1					
G	♂			NEMATODA									
LG [g]	1,291			<i>Contracaecum microcephalum</i>		32							
GG [g]	1,280												
D voll [g]	2,187												
D leer [g]	1,217												
Bemerkung:													
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D/D _(a)	Gb	Ki	L	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	8	06.10.2011	05.03.2015	CILIOPHORA						CRUSTACEA		
SL [cm]	22,8			<i>Trichodina modesta</i>			9				Copepoda indet.	15	0,017
TG [g]	191,7			MYXOZOA							PLANTAE		0,258
SG [g]	167,9			<i>Myxobolus brahamae</i>			X						
G	♀			DIGENEA									
LG [g]	1,482			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>					3				
GG [g]	3,144			<i>Sphaerostoma brahamae</i>	144								
D voll [g]	2,378			CESTODA									
D leer [g]	1,159			<i>Paradilepis scolecina</i>		3		1	16				
Bemerkung:													
				NEMATODA									
				<i>Contracaecum microcephalum</i>	29				21				
				<i>Contracaecum micropapillatum</i>	1								
				CRUSTACEA									
				<i>Argulus foliaceus</i>			1						
				<i>Ergasilus sieboldi</i>			3		3				
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D/D _(a)	Gb	Ki	L	Ms		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	29,0	9	06.10.2011	18.05.2015	MYXOZOA								
SL [cm]	22,8			<i>Myxobolus brahamae</i>				X					
TG [g]	235,9			DIGENEA									
SG [g]	213,8			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>					1	4			
G	♀			<i>Sphaerostoma brahamae</i>	4								
LG [g]	2,108			CESTODA									
GG [g]	3,020			<i>Paradilepis scolecina</i>	5	5		2					
D voll [g]	3,158			NEMATODA									
D leer [g]	1,808			<i>Contracaecum microcephalum</i>	5								
Bemerkung:													
				CRUSTACEA									
				<i>Ergasilus sieboldi</i>			1						
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D/D _(a)	Ki	Ms		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	24,3	10	06.10.2011	18.05.2015	MYXOZOA								
SL [cm]	19,5			<i>Myxobolus brahamae</i>			X						
TG [g]	143,4			DIGENEA									
SG [g]	130,6			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				2					
G	♀			CESTODA									
LG [g]	1,853			<i>Caryophyllaeus laticeps</i>	1								
GG [g]	1,526			NEMATODA									
D voll [g]	2,116			<i>Contracaecum microcephalum</i>	24		3						
D leer [g]	1,390												
Bemerkung:													
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	/	11	06.10.2011	13.03.2015	MYXOZOA								
SL [cm]	21,0			<i>Myxobolus brahamae</i>				X					
TG [g]	180,6			DIGENEA									
SG [g]	165,4			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>					2				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	46								
LG [g]	2,025			CESTODA									
GG [g]	2,062			<i>Paradilepis scolecina</i>		2		1					
D voll [g]	1,816			NEMATODA									
D leer [g]	1,224			<i>Contracaecum microcephalum</i>		20							
Bemerkung:													

<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Gb	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	/	12	06.10.2011	13.03.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	25,2				<i>Trichodina</i> sp.				1				
TG [g]	332,6				DIGENEA								
SG [g]	294,5				<i>Diplostomum</i> spp.	7							
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	12							
LG [g]	3,411				CESTODA								
GG [g]	15,017				<i>Caryophyllaeus laticeps</i>		1						
D voll [g]	4,585				<i>Paradilepis scolecina</i>			1					
D leer [g]	2,976				NEMATODA								
Bemerkung:					<i>Contracaecum microcephalum</i>				5				
					CRUSTACEA								
					<i>Ergasilus sieboldi</i>				3				
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	/	13	06.10.2011	19.03.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	25,0				<i>Trichodina</i> sp.				1				
TG [g]	152,2				DIGENEA								
SG [g]	139,4				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		1						
G	♀				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1					
LG [g]	1,227				<i>Tylodelphys clavata</i>	4							
GG [g]	0,492				CESTODA								
D voll [g]	2,644				<i>Paradilepis scolecina</i>		5		1				
D leer [g]	1,416				NEMATODA								
Bemerkung:					<i>Contracaecum microcephalum</i>		9						
					CRUSTACEA								
					<i>Ergasilus sieboldi</i>				3				
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	H _z	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	32,5	14	06.10.2011	12.03.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	26,5				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>				X				
TG [g]	372,8				DIGENEA								
SG [g]	340,8				<i>Diplostomum</i> spp.	13							
G	♂				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		2		2				
LG [g]	3,742				NEMATODA								
GG [g]	2,465				<i>Contracaecum microcephalum</i>					1			
D voll [g]	5,373				<i>Contracaecum micropapillatum</i>					1			
D leer [g]	2,825				CRUSTACEA								
Bemerkung:					<i>Ergasilus sieboldi</i>					6			
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	H _z	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	15	06.10.2011	18.05.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	20,0				<i>Epistylis lwoffi</i>				X				
TG [g]	181,2				DIGENEA								
SG [g]	164,2				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		1						
G	♀				NEMATODA								
LG [g]	1,879				<i>Contracaecum microcephalum</i>	7				2			
GG [g]	2,632				CRUSTACEA								
D voll [g]	3,124				<i>Ergasilus sieboldi</i>					2			
D leer [g]	1,648												
Bemerkung:													
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	34,0	16	06.10.2011	09.03.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	28,0				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>				X				
TG [g]	490,7				DIGENEA								
SG [g]	435,1				<i>Diplostomum</i> spp.	2							
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	14							
LG [g]	5,460				MONOGENEA								
GG [g]	22,880				<i>Diplozoon paradoxum</i>					2			
D voll [g]	5,309				NEMATODA								
D leer [g]	2,615				<i>Contracaecum microcephalum</i>					12			
Bemerkung:					<i>Contracaecum micropapillatum</i>					1			
					CRUSTACEA								
					<i>Ergasilus sieboldi</i>					3			
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	Gb	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	32,0	17	06.10.2011	11.02.2015	CILIOPHORA						PLANTAE	0,004	
SL [cm]	26,0				<i>Epistylis lwoffi</i>					X			
TG [g]	368,5				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X						
SG [g]	327,7				MYXOZOA								
G	♀				<i>Myxobolus bramae</i>					X			
LG [g]	2,876				MONOGENEA								
GG [g]	14,238				<i>Diplozoon paradoxum</i>					1			
D voll [g]	4,797				CESTODA								
D leer [g]	2,876				<i>Paradilepis scolecina</i>			1		1			
Bemerkung:					NEMATODA								
					<i>Contracaecum microcephalum</i>	1							
					CRUSTACEA								
					<i>Argulus foliaceus</i>					2			
					<i>Ergasilus sieboldi</i>					6			

<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Gb	Ki			Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	35,2	18	06.10.2011	13.03.2015	DIGENEA				PLANTAE		0,001	
SL [cm]	28,8				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	1						
TG [g]	537,6				CESTODA							
SG [g]	487,0				<i>Paradilepis scolecina</i>	1						
G	♂				CRUSTACEA							
LG [g]	5,912				<i>Ergasilus sieboldi</i>	4						
GG [g]	6,957											
D voll [g]	7,905											
D leer [g]	4,878											
Bemerkung:												
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	36,0	19	06.10.2011	12.03.2015	DIGENEA				MOLLUSCA			
SL [cm]	28,5				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		3		Bivavia indet.	1	0,156	
TG [g]	587,1				<i>Tylodelphys clavata</i>	2						
SG [g]	494,8				NEMATODA							
G	♀				<i>Contracaecum microcephalum</i>		6					
LG [g]	8,847											
GG [g]	34,359											
D voll [g]	7,030											
D leer [g]	3,723											
Bemerkung:												
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D _(a)	Ki	L	M s	Fl	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	20	06.10.2011	16.03.2015	CILIOPHORA					CRUSTACEA		
SL [cm]	19,8				<i>Epistylis lwoffi</i>	X				Copepoda indet.	5	0,001
TG [g]	158,2				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>				X			
SG [g]	145,6				DIGENEA							
G	♀				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	11		5				
LG [g]	1,426				NEMATODA							
GG [g]	1,235				<i>Contracaecum microcephalum</i>	9	2	6				
D voll [g]	1,970				CRUSTACEA							
D leer [g]	1,468				<i>Ergasilus sieboldi</i>	3						
Bemerkung:												
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	L	M s	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	25,0	21	06.10.2011	18.05.2015	DIGENEA							
SL [cm]	20,0				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		3		2			
TG [g]	152,9				<i>Tylodelphys clavata</i>	5						
SG [g]	139,2				CESTODA							
G	♀				<i>Paradilepis scolecina</i>			1	6			
LG [g]	1,182				NEMATODA							
GG [g]	0,964				<i>Contracaecum microcephalum</i>		60		5			
D voll [g]	2,473				CRUSTACEA							
D leer [g]	1,309				<i>Ergasilus sieboldi</i>			1				
Bemerkung:												
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D _(a)	Fl	Gb	Ki		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	26,9	22	06.10.2011	19.03.2015	CILIOPHORA							
SL [cm]	21,2				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	X						
TG [g]	189,9				CESTODA							
SG [g]	170,6				<i>Paradilepis scolecina</i>		1	2				
G	♀				NEMATODA							
LG [g]	1,688				<i>Contracaecum microcephalum</i>		33					
GG [g]	5,460				CRUSTACEA							
D voll [g]	2,896				<i>Argulus foliaceus</i>			1				
D leer [g]	1,551											
Bemerkung:												
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D _(a)	Fl	L	Lh		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	23	06.10.2011	16.03.2015	CILIOPHORA							
SL [cm]	17,5				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	X						
TG [g]	117,5				DIGENEA							
SG [g]	106,4				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	1						
G	j				CESTODA							
LG [g]	1,322				<i>Paradilepis scolecina</i>			5				
GG [g]	0,151				NEMATODA							
D voll [g]	1,494				<i>Contracaecum microcephalum</i>	15		1				
D leer [g]	0,905				<i>Contracaecum micropapillatum</i>	1						
Bemerkung: <i>Philometra ovata</i>												

<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	Ki	Lh	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	24	06.10.2011	20.03.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	18,5				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			X					
TG [g]	140,1				DIGENEA								
SG [g]	129,7				<i>Diplostomum</i> spp.	1							
G	♀				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		3			3			
LG [g]	1,599				<i>Tylodelphys clavata</i>	3							
GG [g]	0,491				CESTODA								
D voll [g]	1,875				<i>Paradilepis scolecina</i>					1			
D leer [g]	1,355				NEMATODA								
Bemerkung:					<i>Contracaecum microcephalum</i>		21						
					<i>Philometra ovata</i>				2				
					CRUSTACEA								
					<i>Ergasilus sieboldi</i>			1					
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D _(a)	Ki	Ms				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	26,2	25	06.10.2011	12.03.2015	CILIOPHORA						PLANTAE		0,220
SL [cm]	20,5				<i>Epistylis hwoffi</i>		X						
TG [g]	177,9				DIGENEA								
SG [g]	163,5				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			4					
G	♀				NEMATODA								
LG [g]	1,513				<i>Contracaecum microcephalum</i>	30							
GG [g]	2,291				CRUSTACEA								
D voll [g]	2,517				<i>Ergasilus sieboldi</i>		1						
D leer [g]	1,304												
Bemerkung:													
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	Hz	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	22,0	26	06.10.2011	20.03.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	17,5				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			X					
TG [g]	100,1				DIGENEA								
SG [g]	88,4				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		2		1	2			
G	j				<i>Tylodelphys clavata</i>	1							
LG [g]	1,106				NEMATODA								
GG [g]	/				<i>Contracaecum microcephalum</i>					1			
D voll [g]	1,574				CRUSTACEA								
D leer [g]	0,863				<i>Ergasilus sieboldi</i>				1				
Bemerkung:													
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Hz	Ki			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	26,0	27	06.10.2011	19.03.2015	MYXOZOA								
SL [cm]	20,0				<i>Myxobolus brahamae</i>				X				
TG [g]	174,6				DIGENEA								
SG [g]	160,4				<i>Diplostomum</i> spp.	2							
G	♀				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		11	8					
LG [g]	1,908				CESTODA								
GG [g]	0,667				<i>Paradilepis scolecina</i>		2						
D voll [g]	2,128				NEMATODA								
D leer [g]	1,176				<i>Contracaecum microcephalum</i>		7						
Bemerkung:	deutlich vergrößerte Milz				CRUSTACEA								
					<i>Ergasilus sieboldi</i>				1				
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	Lh	Ms		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	35,5	28	06.10.2011	17.03.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	27,2				<i>Trichodina</i> sp.			1					
TG [g]	367,9				MYXOZOA								
SG [g]	320,1				<i>Myxobolus brahamae</i>			X					
G	♀				DIGENEA								
LG [g]	1,587				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		3			10			
GG [g]	0,341				<i>Tylodelphys clavata</i>	5							
D voll [g]	3,839				MONOGENEA								
D leer [g]	2,342				<i>Diplozoon paradoxum</i>			3					
					CESTODA								
					<i>Ligula intestinalis</i>					1			
					NEMATODA								
					<i>Contracaecum microcephalum</i>		2						
Bemerkung:	Gonaden völlig zurückgebildet,				<i>Philometra ovata</i>					9			
evtl. aufgrund von <i>L. intestinalis</i> . Wichtige					CRUSTACEA								
Kombination von <i>L. intestinalis</i> und <i>P. ovata</i> !					<i>Ergasilus sieboldi</i>					9			
<i>A. brama</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Hz	Ki	Lh	Ms		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	35,5	29	06.10.2011	13.03.2015	DIGENEA						PLANTAE		0,023
SL [cm]	28,8				<i>Diplostomum</i> spp.	12							
TG [g]	588,9				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		10						
SG [g]	506,5				CESTODA								
G	♀				<i>Paradilepis scolecina</i>					1			
LG [g]	5,977				NEMATODA								
GG [g]	38,779				<i>Contracaecum microcephalum</i>					17			
D voll [g]	7,474				<i>Contracaecum micropapillatum</i>					2			
D leer [g]	4,449				<i>Philometra ovata</i>					1			
Bemerkung:					CRUSTACEA								
					<i>Argulus foliaceus</i>					1			
					<i>Ergasilus sieboldi</i>					9			

[illegible]

VII-2: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Alburnus alburnus* aus dem Malchiner See. a: außen, Au: Augen, D: Darm, Fl: Flossen, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, Ki Kiemen, L: Leber, LG: Lebergewicht, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, Of: Oberfläche, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	15,4	1	17.10.2011	24.11.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	12,4			<i>Epistylis lwoffi</i>			X				
TG [g]	19,9			DIGENEA							
SG [g]	17,9			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	4						
G	♀			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	2						
LG [g]	0,198			CESTODA							
GG [g]	0,675			<i>Proteocephalus torulosus</i>		6					
D voll [g]	0,283										
D leer [g]	0,110										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Of			Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	14,3	2	17.10.2011	25.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	11,5			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	1						
TG [g]	16,4										
SG [g]	14,3										
G	♀										
LG [g]	0,108										
GG [g]	0,705										
D voll [g]	0,270										
D leer [g]	0,150										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Ms		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	14,2	3	17.10.2011	25.11.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	11,5			<i>Epistylis lwoffi</i>	X						
TG [g]	17,5			NEMATODA							
SG [g]	15,1			<i>Contracaecum microcephalum</i>		2					
G	♀										
LG [g]	0,141										
GG [g]	0,796										
D voll [g]	0,316										
D leer [g]	0,120										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki			Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	13,0	4	20.10.2011	28.11.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	10,5			<i>Epistylis lwoffi</i>	X						
TG [g]	15,8			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	X						
SG [g]	14,1										
G	♀										
LG [g]	0,250										
GG [g]	0,624										
D voll [g]	0,205										
D leer [g]	0,098										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	14,4	5	20.10.2011	01.12.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	11,7			<i>Trichodinella epizootica</i>		2					
TG [g]	17,4			DIGENEA							
SG [g]	15,5			<i>Diplostomum</i> spp.	1						
G	♀			CESTODA							
LG [g]	0,192			<i>Paradilepis scolecina</i>			1				
GG [g]	0,825			CRUSTACEA							
D voll [g]	0,176			<i>Ergasilus sieboldi</i>		2					
D leer [g]	0,086										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,0	6	20.10.2011	25.11.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	10,5			<i>Epistylis lwoffi</i>			X				
TG [g]	14,9			DIGENEA							
SG [g]	13,6			<i>Diplostomum</i> spp.	1						
G	♀			MONOGENEA							
LG [g]	0,156			<i>Paradiplozoon alburni</i>				2			
GG [g]	0,654			NEMATODA							
D voll [g]	0,207			<i>Contracaecum microcephalum</i>					1		
D leer [g]	0,101			CRUSTACEA							
Bemerkung:											
							<i>Ergasilus sieboldi</i>	3			

<i>A. alburnus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ms	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	13,2	7	20.10.2011	27.11.2014	CESTODA						
SL [cm]	10,5				<i>Paradilepis scolecina</i>	2					
TG [g]	15,4				NEMATODA						
SG [g]	13,5				<i>Contracaecum microcephalum</i>	1					
G	♀										
LG [g]	0,244										
GG [g]	0,622										
D voll [g]	0,205										
D leer [g]	0,124										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	13,5	8	20.10.2011	25.11.2014	CESTODA						
SL [cm]	11				<i>Proteocephalus torulosus</i>	1					
TG [g]	17,3										
SG [g]	15,2										
G	♀										
LG [g]	0,211										
GG [g]	0,814										
D voll [g]	0,265										
D leer [g]	0,115										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ms	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	13,0	9	20.10.2011	27.11.2014	CESTODA						
SL [cm]	11,0				<i>Paradilepis scolecina</i>		3				
TG [g]	18,2				<i>Proteocephalus torulosus</i>	1					
SG [g]	16,2										
G	♀										
LG [g]	0,221										
GG [g]	0,860										
D voll [g]	0,357										
D leer [g]	0,131										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	12,5	10	20.10.2011	28.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	10,5				<i>Diplostomum</i> spp.	3					
TG [g]	13,3				CRUSTACEA						
SG [g]	11,6				<i>Ergasilus sieboldi</i>		1				
G	♀										
LG [g]	0,105										
GG [g]	0,870										
D voll [g]	0,159										
D leer [g]	0,109										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,2	11	20.10.2011	24.11.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	12,0				<i>Trichodinella epizootica</i>			10			
TG [g]	15,6				DIGENEA						
SG [g]	14,2				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	1					
G	♀				MONOGENEA						
LG [g]	0,169				<i>Paradiplozoon alburni</i>			2			
GG [g]	0,279				CESTODA						
D voll [g]	0,218				<i>Proteocephalus torulosus</i>			2			
D leer [g]	0,107				NEMATODA						
Bemerkung:					<i>Contracaecum micropapillatum</i>	1					
<i>A. alburnus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	15,0	12	20.10.2011	27.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	12,5				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	2					
TG [g]	20,3				MONOGENEA						
SG [g]	18,01				<i>Paradiplozoon alburni</i>			1			
G	♀				CESTODA						
LG [g]	0,351				<i>Paradilepis scolecina</i>			3			
GG [g]	0,962				<i>Proteocephalus torulosus</i>	5					
D voll [g]	0,342				CRUSTACEA						
D leer [g]	0,210				<i>Ergasilus sieboldi</i>			5			
Bemerkung:											

<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	M s	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	13,4	13	20.10.2011	27.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	11,0				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	1					
TG [g]	17,0				CESTODA						
SG [g]	15,1				<i>Proteocephalus torulosus</i>	2					
G	♀				NEMATODA						
LG [g]	0,214				<i>Contracaecum micropapillatum</i>	2					
GG [g]	0,868										
D voll [g]	0,265										
D leer [g]	0,101										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	L	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	12,5	14	20.10.2011	28.11.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	10,0				<i>Trichodina</i> sp.	1					
TG [g]	12,5				MONOGENEA						
SG [g]	11,2				<i>Paradiplozoon alburni</i>	6					
G	♂				CESTODA						
LG [g]	0,151				<i>Paradilepis scolecina</i>	3					
GG [g]	0,180										
D voll [g]	0,194										
D leer [g]	0,070										
Bemerkung:											
<i>A. alburnus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	M s	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,0	15	20.10.2011	28.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	11,7				<i>Diplostomum</i> spp.	1					
TG [g]	19,4				<i>Tyloodelphys clavata</i>	1					
SG [g]	17,3				MONOGENEA						
G	♀				<i>Paradiplozoon alburni</i>		2				
LG [g]	0,193				CESTODA						
GG [g]	0,797				<i>Paradilepis scolecina</i>			1			
D voll [g]	0,208				<i>Proteocephalus torulosus</i>	3					
D leer [g]	0,085				NEMATODA						
Bemerkung:											

[illegible]

VII-3: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Blicca bjoerkna* aus dem **Malchiner See**. Au: Augen, D: Darm, Fl: Flossen, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, Hz: Herz, Ki Kiemen, L: Larve, LG: Lebergewicht, Mk: Muskulatur, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, Of: Oberfläche, Op: Operculum, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	15,0	1	17.10.2011	13.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	12,5			<i>Diplostomum</i> spp.	4							
TG [g]	43,7			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			2					
SG [g]	38,6			<i>Tylodelphys clavata</i>	10							
G	♀			MONOGENEA								
LG [g]	0,567			<i>Dactylogyrus sphyrna</i>		1						
GG [g]	0,740											
D voll [g]	0,308											
D leer [g]	0,203											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Hz	Ki	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	21,5	2	17.10.2011	16.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	18,2			<i>Diplostomum</i> spp.	3			CRUSTACEA				
TG [g]	132,2			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		2		Copepoda indet.	1	<0,001		
SG [g]	117,6			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1					
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	5							
LG [g]	1,447			CRUSTACEA								
GG [g]	4,879			<i>Ergasilus sieboldi</i>			1					
D voll [g]	1,068											
D leer [g]	0,532											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	21,7	3	17.10.2011	16.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	17,5			<i>Diplostomum</i> spp.	8							
TG [g]	138,7			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1					
SG [g]	122,0			<i>Tylodelphys clavata</i>	34							
G	♀			MONOGENEA								
LG [g]	1,430			<i>Paradiplozoon bliccae</i>		1						
GG [g]	6,199											
D voll [g]	1,045											
D leer [g]	0,531											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Mk	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	21,2	4	17.10.2011	18.02.2015	CILIOPHORA							
SL [cm]	16,8			<i>Trichodina</i> sp.			1					
TG [g]	110,3			DIGENEA								
SG [g]	98,1			<i>Diplostomum</i> spp.	51							
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				9				
LG [g]	1,035			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2		3			
GG [g]	5,159			<i>Tylodelphys clavata</i>	14							
D voll [g]	1,332											
D leer [g]	0,546											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Mk	Ms		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,3	5	17.10.2011	15.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,0			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			37					
TG [g]	65,9			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	4							
SG [g]	59,2											
G	♀											
LG [g]	0,528											
GG [g]	2,337											
D voll [g]	0,601											
D leer [g]	0,378											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	21,0	6	17.10.2011	13.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	16,7			<i>Diplostomum</i> spp.	14							
TG [g]	146,9			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1					
SG [g]	130,5			<i>Tylodelphys clavata</i>	36							
G	♀			CRUSTACEA								
LG [g]	1,597			<i>Ergasilus sieboldi</i>		1						
GG [g]	6,830											
D voll [g]	1,374											
D leer [g]	0,715											
Bemerkung:												

<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ms				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	20,0	7	17.10.2011	13.02.2015	DIGENEA					PLANTAE		0,488
SL [cm]	16,3				<i>Diplostomum</i> spp.	51						
TG [g]	94,4				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		121					
SG [g]	83,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	16						
G	♀											
LG [g]	0,965											
GG [g]	4,268											
D voll [g]	1,271											
D leer [g]	0,496											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,1	8	17.10.2011	13.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	13,7				<i>Diplostomum</i> spp.	20						
TG [g]	54,4				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		2	1	17	2		
SG [g]	47,7				<i>Tylodelphys clavata</i>	38						
G	♀											
LG [g]	0,631											
GG [g]	2,110											
D voll [g]	0,691											
D leer [g]	0,406											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Of	Op	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	9	17.10.2011	18.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	15,0				<i>Diplostomum</i> spp.	13						
TG [g]	87,7				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		7	4	30	2		
SG [g]	77,4				<i>Tylodelphys clavata</i>	24						
G	♀											
LG [g]	1,021											
GG [g]	3,970											
D voll [g]	1,075											
D leer [g]	0,532											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Hz	Ki	Ms		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	19,5	10	17.10.2011	12.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	15,6				<i>Diplostomum</i> spp.	146						
TG [g]	78,6				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		1					
SG [g]	69,2				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1	5			
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	87						
LG [g]	0,947				MONOGENEA							
GG [g]	3,666				<i>Dactylogyrus sphyrna</i>			2				
D voll [g]	1,010				CRUSTACEA							
D leer [g]	0,661				<i>Ergasilus sieboldi</i>			1				
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	11	17.10.2011	12.02.2015	CILIOPHORA							
SL [cm]	14,2				<i>Epistylis lwoffi</i>	X						
TG [g]	72,8				<i>Trichodina acuta</i>	1						
SG [g]	64,2				DIGENEA							
G	♀				<i>Diplostomum</i> spp.	11						
LG [g]	0,810											
GG [g]	3,018											
D voll [g]	0,911											
D leer [g]	0,499											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Mk	Ms			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	19,2	12	17.10.2011	12.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	15,0				<i>Diplostomum</i> spp.	19						
TG [g]	77,2				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		20					
SG [g]	68,8				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1					
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	52						
LG [g]	0,764											
GG [g]	3,503											
D voll [g]	0,807											
D leer [g]	0,402											
Bemerkung:												

<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Of		Darminhalt	n	[g]						
TL [cm]	/	13	17.10.2011	12.02.2015	DIGENEA												
SL [cm]	13,5			<i>Diplostomum</i> spp.	7												
TG [g]	62,9			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		2	3										
SG [g]	57,2			<i>Tylodelphys clavata</i>	64												
G	♀																
LG [g]	0,849																
GG [g]	1,751																
D voll [g]	0,476																
D leer [g]	0,209																
Bemerkung:																	
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Ms	Of		Darminhalt	n	[g]						
TL [cm]	15,5	14	17.10.2011	12.02.2015	DIGENEA												
SL [cm]	12,5			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	8												
TG [g]	45,6			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1										
SG [g]	40,9			MONOGENEA													
G	♀			<i>Paradiplozoon bliccae</i>	1												
LG [g]	0,480																
GG [g]	2,161																
D voll [g]	0,571																
D leer [g]	0,235																
Bemerkung:																	
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Fl	Ki	Mk	Ms	Of	Op	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	16,5	15	17.10.2011	11.02.2015	DIGENEA										CRUSTACEA		
SL [cm]	13,3			<i>Diplostomum</i> spp.	11								<i>Bosmina longirostris</i>	5	<0,001		
TG [g]	51,0			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>						513			Copepoda indet.	1	<0,001		
SG [g]	43,4			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			50	54	7		107	9	INSECTA				
G	♀			<i>Sphaerostoma bramae</i>	16								Insecta indet. (L)	1	<0,001		
LG [g]	0,573			MONOGENEA													
GG [g]	1,310			<i>Dactylogyrus sphyrna</i>				1									
D voll [g]	0,506			<i>Paradiplozoon bliccae</i>				1									
D leer [g]	0,230																
Bemerkung:																	
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of	Ms					Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,3	16	17.10.2011	11.02.2015	DIGENEA												
SL [cm]	13,5			<i>Diplostomum</i> spp.	2												
TG [g]	52,2			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				3									
SG [g]	47,3			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2										
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	6												
LG [g]	0,585			MONOGENEA													
GG [g]	2,048			<i>Paradiplozoon bliccae</i>		1											
D voll [g]	0,645																
D leer [g]	0,244																
Bemerkung:																	
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of	Hz						Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	15,1	17	17.10.2011	10.02.2015	DIGENEA												
SL [cm]	12,2			<i>Diplostomum</i> spp.	8												
TG [g]	37,7			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1											
SG [g]	33,5																
G	♀																
LG [g]	0,613																
GG [g]	1,171																
D voll [g]	0,730																
D leer [g]	0,176																
Bemerkung:																	
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of	Hz						Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,0	18	17.10.2011	10.02.2015	DIGENEA												
SL [cm]	13,5			<i>Diplostomum</i> spp.	8												
TG [g]	59,2			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			1										
SG [g]	53,0			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			3										
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	62												
LG [g]	0,550																
GG [g]	2,518																
D voll [g]	0,616																
D leer [g]	0,342																
Bemerkung: Granulom																	

<i>B. bjoerkna</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ms		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	13,3	19	17.10.2011	10.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	10,7				<i>Diplostomum</i> spp.	7						
TG [g]	22,2				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		1					
SG [g]	20,4				<i>Tylodelphys clavata</i>	12						
G	♀											
LG [g]	0,177											
GG [g]	0,250											
D voll [g]	0,230											
D leer [g]	0,124											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	13,3	20	17.10.2011	10.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	10,5				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		2					
TG [g]	23,1				<i>Tylodelphys clavata</i>	53						
SG [g]	21,1											
G	♀											
LG [g]	0,291											
GG [g]	0,409											
D voll [g]	0,233											
D leer [g]	0,177											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Mk	Of	Op	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	21	17.10.2011	10.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	10,5				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		3	7	1			
TG [g]	23,0				MONOGENEA							
SG [g]	20,5				<i>Paradiplozoon bliccae</i>	4						
G	♀											
LG [g]	0,300											
GG [g]	0,400											
D voll [g]	0,218											
D leer [g]	0,177											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,8	22	17.10.2011	09.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	10,8				<i>Diplostomum</i> spp.	22						
TG [g]	27,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	16						
SG [g]	24,5				MONOGENEA							
G	♀				<i>Dactylogyrus sphyrna</i>		1					
LG [g]	0,214											
GG [g]	0,432											
D voll [g]	0,211											
D leer [g]	0,115											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,0	23	17.10.2011	09.02.2015	DIGENEA					PLANTAE		<0,001
SL [cm]	10,2				<i>Diplostomum</i> spp.	25						
TG [g]	19,4				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1	40				
SG [g]	17,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	1						
G	♀											
LG [g]	0,299											
GG [g]	0,269											
D voll [g]	0,235											
D leer [g]	0,178											
Bemerkung:												
<i>B. bjoerkna</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Of			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	24	17.10.2011	11.02.2015	CILIOPHORA							
SL [cm]	10,5				<i>Epistylis lwoffi</i>	X						
TG [g]	21,0				DIGENEA							
SG [g]	19,1				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1					
G	♀				CRUSTACEA							
LG [g]	0,343				<i>Ergasilus sieboldi</i>	1						
GG [g]	0,077											
D voll [g]	0,343											
D leer [g]	0,188											
Bemerkung:												

<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Hz	Ki		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	13,0	25	17.10.2011	09.02.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	10,2			<i>Apisoma piscicolum</i>			1						
TG [g]	21,0			DIGENEA									
SG [g]	19,5			<i>Diplostomum</i> spp.	7								
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			2						
LG [g]	0,188			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1						
GG [g]	0,403			<i>Tylodelphys clavata</i>	1								
D voll [g]	0,234			MONOGENEA									
D leer [g]	0,163			<i>Paradiplozoon bliccae</i>			1						
Bemerkung:				CRUSTACEA									
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	12,5	26	17.10.2011	09.02.2015	DIGENEA								
SL [cm]	9,8			<i>Diplostomum</i> spp.	6								
TG [g]	17,7			MONOGENEA									
SG [g]	16,1			<i>Paradiplozoon homoion</i>		1							
G	♀												
LG [g]	0,159												
GG [g]	0,496												
D voll [g]	0,171												
D leer [g]	0,095												
Bemerkung:													
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	/	27	17.10.2011	16.02.2015	DIGENEA								
SL [cm]	9,8			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1						
TG [g]	18,7			<i>Tylodelphys clavata</i>	1								
SG [g]	16,9			MONOGENEA									
G	♀			<i>Paradiplozoon homoion</i>		1							
LG [g]	0,118												
GG [g]	0,210												
D voll [g]	0,137												
D leer [g]	0,065												
Bemerkung:													
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	11,5	28	17.10.2011	12.02.2015	DIGENEA								
SL [cm]	9,4			<i>Diplostomum</i> spp.	12								
TG [g]	14,2			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		2	1						
SG [g]	13,2			<i>Tylodelphys clavata</i>	4								
G	♀												
LG [g]	0,147												
GG [g]	0,137												
D voll [g]	0,182												
D leer [g]	0,091												
Bemerkung:													
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Mk	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	29	06.10.2011	17.02.2015	DIGENEA								
SL [cm]	10,0			<i>Diplostomum</i> spp.	8								
TG [g]	17,2			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>					79				
SG [g]	15,5			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		9		11		75			
G	♀			MONOGENEA									
LG [g]	0,230			<i>Paradiplozoon homoion</i>			1						
GG [g]	0,214												
D voll [g]	0,200												
D leer [g]	0,112												
Bemerkung:				Foto vorhanden, viele <i>P. cuticola</i> auf der Oberfläche									
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Hz	Ki				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,3	30	06.10.2011	17.02.2015	OOMYCOTA								
SL [cm]	12,9			Oomycota indet.				X					
TG [g]	44,2			DIGENEA									
SG [g]	40,3			<i>Diplostomum</i> spp.	13								
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			1						
LG [g]	0,486			<i>Tylodelphys clavata</i>	27								
GG [g]	0,669												
D voll [g]	0,451												
D leer [g]	0,240												
Bemerkung:													

<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ms		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,5	31	06.10.2011	17.02.2015	DIGENEA					
SL [cm]	11,5				<i>Diplostomum</i> spp.	14				
TG [g]	31,5				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		1			
SG [g]	28,1				<i>Tylodelphys clavata</i>	21				
G	♀									
LG [g]	0,269									
GG [g]	1,498									
D voll [g]	0,231									
D leer [g]	0,115									
Bemerkung:										
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Mk	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,5	32	06.10.2011	17.02.2015	DIGENEA					
SL [cm]	11,4				<i>Diplostomum</i> spp.	21				
TG [g]	28,1				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		2	19		
SG [g]	25,4									
G	♀									
LG [g]	0,277									
GG [g]	0,721									
D voll [g]	0,249									
D leer [g]	0,135									
Bemerkung:										
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,0	33	06.10.2011	17.02.2015	DIGENEA					
SL [cm]	11,0				<i>Diplostomum</i> spp.	4				
TG [g]	23,9				<i>Tylodelphys clavata</i>	44				
SG [g]	22,0				MONOGENEA					
G	♀				<i>Paradiplozoon bliccae</i>	1				
LG [g]	0,210									
GG [g]	0,267									
D voll [g]	0,315									
D leer [g]	0,103									
Bemerkung:										
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	34	06.10.2011	17.02.2015	DIGENEA					
SL [cm]	10,0				<i>Diplostomum</i> spp.	12				
TG [g]	20,7				<i>Tylodelphys clavata</i>	5				
SG [g]	19,0									
G	♀									
LG [g]	0,243									
GG [g]	0,236									
D voll [g]	0,216									
D leer [g]	0,125									
Bemerkung:										
<i>B. bjoerkna</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,3	35	06.10.2011	17.02.2015	DIGENEA					
SL [cm]	10,3				<i>Diplostomum</i> spp.	2				
TG [g]	20,6				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		1			
SG [g]	19,1				<i>Tylodelphys clavata</i>	1				
G	♀				MONOGENEA					
LG [g]	0,201				<i>Paradiplozoon bliccae</i>	1				
GG [g]	0,429									
D voll [g]	0,183									
D leer [g]	0,061									
Bemerkung:										

VII-4: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Carassius gibelio* aus dem Malchiner See. a: außen, D: Darm, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, Ki: Kiemen, L: Leber, LG: Lebergewicht, n: Anzahl, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>C. gibelio</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	1	17.10.2011	16.01.2015	CRUSTACEA				
SL [cm]	19,0				<i>Ergasilus sieboldi</i>	3			
TG [g]	190,9								
SG [g]	151,7								
G	♀								
LG [g]	13,700								
GG [g]	13,002								
D voll [g]	0,954								
D leer [g]	0,584								
Bemerkung:									
<i>C. gibelio</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	L	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	22,0	2	20.10.2011	19.01.2015	NEMATODA				
SL [cm]	19,5				<i>Contracaecum micropapillatum</i>	1			
TG [g]	200,6				CRUSTACEA				
SG [g]	148,4				<i>Ergasilus sieboldi</i>	3			
G	♀								
LG [g]	20,921								
GG [g]	17,282								
D voll [g]	0,823								
D leer [g]	0,544								
Bemerkung:									
<i>C. gibelio</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	23,0	3	20.10.2011	19.01.2015	CRUSTACEA				
SL [cm]	19,5				<i>Ergasilus sieboldi</i>	2			
TG [g]	226,9								
SG [g]	169,8								
G	♀								
LG [g]	18,621								
GG [g]	21,251								
D voll [g]	1,186								
D leer [g]	0,429								
Bemerkung:									
<i>C. gibelio</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	21,0	4	20.10.2011	20.01.2015	CRUSTACEA				
SL [cm]	18,0				<i>Ergasilus sieboldi</i>	3			
TG [g]	180,4								
SG [g]	141,4								
G	♀								
LG [g]	17,978								
GG [g]	12,213								
D voll [g]	0,793								
D leer [g]	0,447								
Bemerkung:									
<i>C. gibelio</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D _(a)	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,0	5	20.10.2011	16.01.2015	NEMATODA				
SL [cm]	14,0				<i>Contracaecum micropapillatum</i>	4			
TG [g]	82,7				CRUSTACEA				
SG [g]	67,7				<i>Ergasilus sieboldi</i>	1			
G	♀								
LG [g]	6,652								
GG [g]	0,762								
D voll [g]	0,123								
D leer [g]	0,098								
Bemerkung:									

<i>C. gibelio</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,5	6	20.10.2011	19.01.2015	CRUSTACEA			
SL [cm]	11,0				<i>Ergasilus sieboldi</i>	1		
TG [g]	40,5							
SG [g]	30,9							
G	♀							
LG [g]	2,994							
GG [g]	2,063							
D voll [g]	0,188							
D leer [g]	0,154							
Bemerkung:								
<i>C. gibelio</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	7	20.10.2011	19.01.2015	CRUSTACEA			
SL [cm]	9,2				<i>Ergasilus sieboldi</i>	1		
TG [g]	20,3							
SG [g]	16,9							
G	♀							
LG [g]	0,964							
GG [g]	0,573							
D voll [g]	0,160							
D leer [g]	0,063							
Bemerkung:								

VII-5: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von ***Rutilus rutilus*** aus dem Malchiner See. a: außen Au: Augen, D: Darm, Fl: Flossen, G: Geschlecht, Gb: Gallenblase, GG: Gonadengewicht, Ki: Kiemen, L: Leber, LG: Lebergewicht, Lh: Leibeshöhle, Mk: Muskulatur, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, Of: Oberfläche, Op: Operculum, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum. Es stand noch keine Feinwaage zur Verfügung, somit konnte LG, GG und D voll/leer nur bis auf eine Nachkomme stelle gewogen werden

[illegible]

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki			Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,0	4	06.10.2011	26.01.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	14,8			<i>Epistylis hwoffi</i>		X								
TG [g]	57,6			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X	X							
SG [g]	49,2			DIGENEA										
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	5									
LG [g]	0,5			<i>Tylodelphys clavata</i>	136									
GG [g]	3,4													
D voll [g]	0,8													
D leer [g]	0,4													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Of		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,0	5	06.10.2011	13.01.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	14,8			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X								
TG [g]	61,4			DIGENEA										
SG [g]	52,6			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				1						
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	94									
LG [g]	0,5			MONOGENEA										
GG [g]	3,3			<i>Diplozoon paradoxum</i>			2							
D voll [g]	1,1			<i>Paradiplozoon homoion</i>			7							
D leer [g]	0,7													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Ms		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	15,3	6	06.10.2011	27.03.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	12,2			<i>Epistylis hwoffi</i>			X							
TG [g]	32,8			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X								
SG [g]	27,6			DIGENEA										
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	1									
LG [g]	0,5			<i>Tylodelphys clavata</i>	72									
GG [g]	2,1			CESTODA										
D voll [g]	0,5			<i>Paradilepis scolecina</i>				1						
D leer [g]	0,1													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	L	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	17,8	7	06.10.2011	15.02.2012	DIGENEA									
SL [cm]	14,4			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>						2				
TG [g]	48,1			<i>Tylodelphys clavata</i>	26									
SG [g]	41,6			MONOGENEA										
G	♀			<i>Dactylogyrus sphyrna</i>			5							
LG [g]	0,5			CESTODA										
GG [g]	3,4			<i>Paradilepis scolecina</i>		1		1	3					
D voll [g]	0,4													
D leer [g]	0,3													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ga	Ki	L	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,3	8	06.10.2011	07.02.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	13,0			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X								
TG [g]	40,4			DIGENEA										
SG [g]	34,5			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>							1			
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	51									
LG [g]	0,4			MONOGENEA										
GG [g]	2,2			<i>Paradiplozoon homoion</i>					1					
D voll [g]	0,5			CESTODA										
D leer [g]	0,2			<i>Paradilepis scolecina</i>			3		7	4				
Bemerkung:														

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	L	Lh	Mk	Op	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	20,1	9	06.10.2011	09.02.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	16,7			<i>Epistylis hwoffi</i>			X							
TG [g]	71,9			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			X							
SG [g]	64,5			DIGENEA										
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	6									
LG [g]	0,5			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>						1	1			
GG [g]	2,6			<i>Tylodelphys clavata</i>	138									
D voll [g]	1,2			MONOGENEA										
D leer [g]	0,5			<i>Paradiplozoon homoion</i>			3							
				CESTODA										
				<i>Paradilepis scolecina</i>		2		2						
Bemerkung:				NEMATODA										
				<i>Philometra ovata</i>					1					
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Gb	Mk	Of			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,0	10	06.10.2011	15.02.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	10,5			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X								
TG [g]	20,4			DIGENEA										
SG [g]	16,9			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				2	3					
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	24									
LG [g]	0,2			CESTODA										
GG [g]	0,7			<i>Paradilepis scolecina</i>			2							
D voll [g]	0,9													
D leer [g]	0,2													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh					Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	23,3	11	06.10.2011	17.01.2012	CILIOPHORA							BIVALVIA		
SL [cm]	19			<i>Epistylis hwoffi</i>		X						<i>Dreissena</i>	2	0,900
TG [g]	106			DIGENEA								<i>polymorpha</i>		
SG [g]	95,9			<i>Tylodelphys clavata</i>	102									
G	♀			MONOGENEA										
LG [g]	0,3			<i>Paradiplozoon homoion</i>		1								
GG [g]	5,7			CRUSTACEA										
D voll [g]	0,5			<i>Ergasilus sieboldi</i>		1								
D leer [g]	0,1													
Bemerkung:				<i>D. polymorpha</i> steckte im Oesophagus des Fisches										
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Gb	Ki	Lh	Of		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,2	12	06.10.2011	25.01.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	14,5			<i>Epistylis hwoffi</i>					X					
TG [g]	54,4			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X								
SG [g]	46,5			<i>Trichodina nigra</i>				1						
G	♀			DIGENEA										
LG [g]	0,5			<i>Diplostomum</i> spp.	7									
GG [g]	3,3			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>						1				
D voll [g]	0,5			<i>Tylodelphys clavata</i>	168									
D leer [g]	0,2			CESTODA										
Bemerkung:				<i>Paradilepis scolecina</i>			1							
				NEMATODA										
				<i>Philometra ovata</i>					1					
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	Gb	Of			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	19,7	13	06.10.2011	25.01.2012	CILIOPHORA									
SL [cm]	24,2			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			X							
TG [g]	159,0			DIGENEA										
SG [g]	138			<i>Diplostomum</i> spp.	6									
G	♀			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1		8					
LG [g]	1,3			<i>Tylodelphys clavata</i>	414									
GG [g]	9,2			CESTODA										
D voll [g]	1,3			<i>Paradilepis scolecina</i>		5		1						
D leer [g]	0,6													
Bemerkung:														

[illegible]

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Of	Op	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,0	20	06.10.2011	26.01.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	14,7			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X							
TG [g]	58,6			DIGENEA									
SG [g]	49,7			<i>Diplostomum</i> spp.	18								
G	♀			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1	1					
LG [g]	0,5			<i>Tylodelphys clavata</i>	611								
GG [g]	3,1												
D voll [g]	1,0												
D leer [g]	0,4												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	Fl	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,0	21	06.10.2011	17.01.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	14,6			<i>Epistylis hwoffi</i>			X						
TG [g]	53,2			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>				X					
SG [g]	45,5			DIGENEA									
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	17								
LG [g]	0,6			<i>Tylodelphys clavata</i>	388								
GG [g]	3,0			CRUSTACEA									
D voll [g]	0,8			<i>Argulus foliaceus</i> *		1							
D leer [g]	0,4												
Bemerkung: *aus den Kiemen verschluckt													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ms	Ni		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	13,5	22	06.10.2011	02.04.2012	DIGENEA								
SL [cm]	11,2			<i>Diplostomum</i> spp.	1								
TG [g]	25,2			<i>Tylodelphys clavata</i>	159								
SG [g]	22,1			CESTODA									
G	♀			<i>Paradilepis scolecina</i>		4	1						
LG [g]	0,4												
GG [g]	0,7												
D voll [g]	0,4												
D leer [g]	0,2												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	15,7	23	06.10.2011	09.01.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	12,5			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			X						
TG [g]	41,2			DIGENEA									
SG [g]	36,8			<i>Diplostomum</i> spp.	14								
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	216								
LG [g]	0,4			CESTODA									
GG [g]	0,5			<i>Paradilepis scolecina</i>		1							
D voll [g]	0,4												
D leer [g]	0,2												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl			Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	16,0	24	06.10.2011	18.01.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	12,9			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X							
TG [g]	37,5			DIGENEA									
SG [g]	32,2			<i>Diplostomum</i> spp.	5								
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	203								
LG [g]	0,3												
GG [g]	2,3												
D voll [g]	0,5												
D leer [g]	0,2												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au/Au _(a)	Fl	Ki	Mk	Of	Op	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,5	25	06.10.2011	16.02.2012	DIGENEA								
SL [cm]	11,8			<i>Diplostomum</i> spp.	3								
TG [g]	31,3			<i>Posthodiplostomum cuticol</i>	1	10	3	6	37	5			
SG [g]	25,4			<i>Tylodelphys clavata</i>	1								
G	♀			MONOGENEA									
LG [g]	0,4			<i>Dactylogyrus sphyrna</i>			1						
GG [g]	2,8												
D voll [g]	0,5												
D leer [g]	0,2												
Bemerkung:													

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Fl	Ki	Mk	Of	Op	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	26	06.10.2011	08.02.2012	DIGENEA									
SL [cm]	12,3			<i>Diplostomum</i> spp.	1									
TG [g]	31,6			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2	1	4	2	1			
SG [g]	24,1			<i>Tylodelphys clavata</i>	59									
G	♀			CESTODA										
LG [g]	/			<i>Paradilepis scolecina</i>		3								
GG [g]	2,5													
D voll [g]	0,5													
D leer [g]	0,3													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki						Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,3	27	06.10.2011	27.03.2012	DIGENEA									
SL [cm]	10,4			<i>Diplostomum</i> spp.	1									
TG [g]	22,6			<i>Tylodelphys clavata</i>	18									
SG [g]	20,3			MONOGENEA										
G	♀			<i>Paradiplozoon homoion</i>		1								
LG [g]	0,4													
GG [g]	0,6													
D voll [g]	0,4													
D leer [g]	0,1													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh	D				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	11,5	28	06.10.2011	30.03.2012	NEMATODA									
SL [cm]	9,4			<i>Philometra ovata</i>			1							
TG [g]	14,8													
SG [g]	12,6													
G	♀													
LG [g]	0,4													
GG [g]	0,8													
D voll [g]	0,4													
D leer [g]	0,1													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki					Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,3	29	06.10.2011		CILIOPHORA									
SL [cm]	9,9		12.01.2012	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X								
TG [g]	19,4			DIGENEA										
SG [g]	16,3			<i>Tylodelphys clavata</i>	17									
G	♀			CRUSTACEA										
LG [g]	0,1			<i>Argulus foliaceus</i>			1							
GG [g]	1,7													
D voll [g]	0,2													
D leer [g]	0,1													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Mk					Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,2	30	06.10.2011	27.03.2012	DIGENEA									
SL [cm]	9,9			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1							
TG [g]	16,5			<i>Tylodelphys clavata</i>	7									
SG [g]	14,9			MONOGENEA										
G	♀			<i>Paradiplozoon homoion</i>		1								
LG [g]	0,4													
GG [g]	0,6													
D voll [g]	0,4													
D leer [g]	0,1													
Bemerkung:														
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms					Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,5	31	06.10.2011	07.02.2012	DIGENEA									
SL [cm]	10,8			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1								
TG [g]	19,2			<i>Tylodelphys clavata</i>	7									
SG [g]	16,6			CESTODA										
G	♀			<i>Paradilepis scolecina</i>			1							
LG [g]	0,2													
GG [g]	1,1													
D voll [g]	0,3													
D leer [g]	0,1													
Bemerkung:														

<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	F1			Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	12,6	32	06.10.2011	08.02.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	10				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X						
TG [g]	15,9				DIGENEA								
SG [g]	14,4				<i>Tylodelphys clavata</i>	10							
G	♀												
LG [g]	0,2												
GG [g]	0,1												
D voll [g]	0,2												
D leer [g]	0,1												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	F1	Of	Op	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	15,0	33	06.10.2011	11.01.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	12,0				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X						
TG [g]	31,7				DIGENEA								
SG [g]	27,1				<i>Diplostomum</i> spp.	3							
G	♀				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1	1				
LG [g]	0,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	161							
GG [g]	2,1												
D voll [g]	0,4												
D leer [g]	0,1												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	F1	Mk	Of	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	15,6	34	06.10.2011	09.02.2012	DIGENEA								
SL [cm]	12,5				<i>Diplostomum</i> spp.	2							
TG [g]	33,9				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1	2	3				
SG [g]	29,8				<i>Tylodelphys clavata</i>	293							
G	♀												
LG [g]	0,5												
GG [g]	0,9												
D voll [g]	0,3												
D leer [g]	0,1												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	F1	Ki	Mh	Mk	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	35	06.10.2011	27.03.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	10,5				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X						
TG [g]	19,4				DIGENEA								
SG [g]	16,6				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				1	1			
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	17							
LG [g]	0,4				MONOGENEA								
GG [g]	1,3				<i>Paradiplozoon homoion</i>			1					
D voll [g]	0,4												
D leer [g]	0,1												
Bemerkung:													

VII-6: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Scardinius erythrophthalmus* aus dem Malchiner See. a: außen Au: Augen, D: Darm, Fl: Flossen, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, Ki: Kiemen, L: Leber/Larve, LG: Lebergewicht, Lh: Leibeshöhle, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, Of: Oberfläche, Op: Operculum, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D/D _(a)	L	Lh		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	/	1	17.10.2011	01.02.2013	DIGENEA								
SL [cm]	16,3				<i>Asymphyldora tincae</i>	1							
TG [g]	92,1				NEMATODA								
SG [g]	81,7				<i>Contracaecum microcephalum</i>		1						
G	♀				<i>Contracaecum micropapillatum</i>	1							
LG [g]	0,998				<i>Philometra rischta</i>			7					
GG [g]	3,684				<i>Raphidascaris acus</i>	2							
D voll [g]	1,033												
D leer [g]	0,465												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit					Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,8	2	17.10.2011	18.11.2014									
SL [cm]	15,0												
TG [g]	75,9												
SG [g]	66,8												
G	♀												
LG [g]	1,060												
GG [g]	4,080												
D voll [g]	0,480												
D leer [g]	0,212												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit		Ki	Lh	Ms		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	/	3	20.10.2011	08.03.2013	MYXOZOA								
SL [cm]	20,0				<i>Myxobolus macrocapsularis</i>				X				
TG [g]	170,2				NEMATODA								
SG [g]	148,2				<i>Philometra rischta</i>		3						
G	♀				CRUSTACEA								
LG [g]	2,913				<i>Argulus foliaceus</i>	1							
GG [g]	7,319				<i>Ergasilus sieboldi</i>	5							
D voll [g]	2,196												
D leer [g]	0,881												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit		Au	Lh	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	18,2	4	20.10.2011	22.01.2013	DIGENEA								
SL [cm]	15,0				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	1		3					
TG [g]	69,4				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1							
SG [g]	62,6				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				6				
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	4							
LG [g]	0,786				NEMATODA								
GG [g]	2,830				<i>Philometra rischta</i>		5						
D voll [g]	0,821				<i>Raphidascaris acus</i>			7					
D leer [g]	0,321												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit		Au/Au _(a)	Ki			Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	25,8	5	17.10.2011	13.12.2012	DIGENEA								
SL [cm]	21,5				<i>Diplostomum</i> spp.	6							
TG [g]	246,5				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	1							
SG [g]	217,7				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		5						
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	4							
LG [g]	2,998				MONOGENEA								
GG [g]	10,618				<i>Diplozoon paradoxum</i>		1						
D voll [g]	2,680				CRUSTACEA								
D leer [g]	1,440				<i>Ergasilus sieboldi</i>		2						
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit		Au	Ki	Lh	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,3	6	17.10.2011	19.11.2014	DIGENEA								
SL [cm]	15,5				<i>Diplostomum</i> spp.	3							
TG [g]	94,7				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1							
SG [g]	84,2				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		5			2			
G	♀				NEMATODA								
LG [g]	1,220				<i>Contracaecum micropapillatum</i>				3				
GG [g]	5,484				<i>Philometra rischta</i>			4					
D voll [g]	0,857												
D leer [g]	0,450												
Bemerkung:													

<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	7	17.10.2011	25.01.2013	CILIOPHORA						
SL [cm]	14,0				<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X				
TG [g]	60,2				DIGENEA						
SG [g]	53,9				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1					
G	♀										
LG [g]	0,489										
GG [g]	1,900										
D voll [g]	0,830										
D leer [g]	0,440										
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of	Lh		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,5	8	17.10.2011	26.11.2012	DIGENEA				INSECTA		
SL [cm]	14,9				<i>Diplostomum</i> spp.	4			Insecta indet.	1	0,002
TG [g]	83,5				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	11			(L)		
SG [g]	74,5				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1		PLANTAE		0,008
G	♂				<i>Tylodelphys clavata</i>	8					
LG [g]	1,180				NEMATODA						
GG [g]	1,680				<i>Contracaecum microcephalum</i>		2				
D voll [g]	1,530				<i>Philometra rischta</i>		6				
D leer [g]	0,696										
Bemerkung: Granulome unter der Haut											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,8	9	17.10.2011	21.01.2013	DIGENEA						
SL [cm]	13,8				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	28					
TG [g]	55,6				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2			
SG [g]	50,4				MONOGENEA						
G	♀				<i>Paradiplozoon homoion</i>		1				
LG [g]	0,688				NEMATODA						
GG [g]	1,053				<i>Raphidascaris acus</i>			1			
D voll [g]	0,638				CRUSTACEA						
D leer [g]	0,430				<i>Ergasilus sieboldi</i>		1				
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Lh		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,8	10	06.10.2011	21.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	15,2				<i>Asymphyllodora tincae</i>	10					
TG [g]	94,7				NEMATODA						
SG [g]	84,3				<i>Philometra rischta</i>			4			
G	♀				CRUSTACEA						
LG [g]	1,147				<i>Ergasilus sieboldi</i>		5				
GG [g]	3,260										
D voll [g]	1,590										
D leer [g]	0,606										
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Lh	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	11	06.10.2011	21.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	15,0				<i>Diplostomum</i> spp.	6					
TG [g]	81,5				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			4			
SG [g]	72,0				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	6					
G	♀				MONOGENEA						
LG [g]	1,302				<i>Paradiplozoon homoion</i>		1				
GG [g]	3,880				NEMATODA						
D voll [g]	1,110				<i>Contracaecum micropapillatum</i>			1			
D leer [g]	0,458				<i>Philometra rischta</i>			10			
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	12	06.10.2011	24.11.2014	DIGENEA						
SL [cm]	15,0				<i>Asymphyllodora tincae</i>			11			
TG [g]	79,3				<i>Diplostomum</i> spp.	1					
SG [g]	71,1				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	4					
G	♀				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	2					
LG [g]	1,009				NEMATODA						
GG [g]	2,780				<i>Contracaecum micropapillatum</i>				1		
D voll [g]	1,010				CRUSTACEA						
D leer [g]	0,540				<i>Ergasilus sieboldi</i>			1			
Bemerkung:											

<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh	Of		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	23,0	13	06.10.2011	24.11.2014	DIGENEA							
SL [cm]	19,0				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	5						
TG [g]	194,3				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			7				
SG [g]	166,3				<i>Tylodelphys clavata</i>	1						
G	♀				NEMATODA							
LG [g]	2,793				<i>Philometra rischta</i>			8				
GG [g]	8,780				CRUSTACEA							
D voll [g]	3,150				<i>Ergasilus sieboldi</i>			3				
D leer [g]	1,260											
Bemerkung:												
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Lh	Of			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,5	14	17.10.2011	25.01.2013	DIGENEA							
SL [cm]	14,0				<i>Diplostomum</i> spp.	10						
TG [g]	73,0				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			6				
SG [g]	64,9				NEMATODA							
G	♀				<i>Contracaecum microcephalum</i>			2				
LG [g]	0,720											
GG [g]	3,180											
D voll [g]	0,740											
D leer [g]	0,660											
Bemerkung:												
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh	Of	Op	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,5	15	20.10.2011	07.03.2013	DIGENEA							
SL [cm]	14,0				<i>Diplostomum</i> spp.	2						
TG [g]	59,9				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	26						
SG [g]	54,3				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1		1	1		
G	♂				<i>Sanguinicola armata</i>	2						
LG [g]	0,877				NEMATODA							
GG [g]	0,777				<i>Philometra rischta</i>			1				
D voll [g]	0,613											
D leer [g]	0,509											
Bemerkung:												
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Of		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,0	16	20.10.2011	21.02.2013	DIGENEA							
SL [cm]	13,2				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	55						
TG [g]	55,1				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		2		3			
SG [g]	49,0				NEMATODA							
G	♂				<i>Raphidascaris acus</i>			2				
LG [g]	0,697											
GG [g]	0,817											
D voll [g]	0,574											
D leer [g]	0,413											
Bemerkung:												
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of	Ms			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,0	17	20.10.2011	12.02.2013	DIGENEA							
SL [cm]	13,7				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	2						
TG [g]	60,0				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1					
SG [g]	51,3				NEMATODA							
G	♀				<i>Pseudocapillaria tomentosa</i>			1				
LG [g]	0,930				<i>Raphidascaris acus</i>			1				
GG [g]	3,275											
D voll [g]	0,466											
D leer [g]	0,182											
Bemerkung:												
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Lh		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,8	18	20.10.2011	21.01.2013	MYXOZOA							
SL [cm]	14,6				<i>Myxobolus scardinii</i>			X				
TG [g]	74,3				DIGENEA							
SG [g]	66,4				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
G	♀				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1						
LG [g]	0,811				NEMATODA							
GG [g]	2,962				<i>Contracaecum micropapillatum</i>			1				
D voll [g]	0,814				<i>Philometra rischta</i>				1			
D leer [g]	0,430											
Bemerkung:												

<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Lh	Ms	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	17,8	19	20.10.2011	07.03.2013	DIGENEA								
SL [cm]	14,5			<i>Diplostomum</i> spp.	1								
TG [g]	67,1			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	88								
SG [g]	60,7			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1	1						
G	♂			NEMATODA									
LG [g]	0,813			<i>Contracaecum micropapillatum</i>					2				
GG [g]	1,254			<i>Philometra rischta</i>			1						
D voll [g]	0,613												
D leer [g]	0,298												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh	Of		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	17,2	20	20.10.2011	31.01.2013	DIGENEA								
SL [cm]	14,5			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1								
TG [g]	64,3			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1		1					
SG [g]	58,0			NEMATODA									
G	♀			<i>Philometra rischta</i>			4						
LG [g]	0,827												
GG [g]	2,060												
D voll [g]	0,597												
D leer [g]	0,285												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	L	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	21	20.10.2011	14.03.2013	DIGENEA								
SL [cm]	14,3			<i>Asymphyldora tincae</i>			2						
TG [g]	71,8			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1								
SG [g]	62,7			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				1			8		
G	♀			MONOGENEA									
LG [g]	0,950			<i>Diplozoön paradoxum</i>			1						
GG [g]	3,370			NEMATODA									
D voll [g]	0,860			<i>Raphidascaris acus</i>						1	4		
D leer [g]	0,388												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ms					Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,6	22	20.10.2011	22.01.2013	DIGENEA								
SL [cm]	14,3			<i>Asymphyldora tincae</i>	1								
TG [g]	67,3			NEMATODA									
SG [g]	61,6			<i>Raphidascaris acus</i>		1							
G	♂												
LG [g]	0,806												
GG [g]	1,206												
D voll [g]	0,674												
D leer [g]	0,343												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Of				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	15,0	23	17.10.2011	21.01.2013	DIGENEA								
SL [cm]	12,5			<i>Asymphyldora tincae</i>			1						
TG [g]	44,7			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	23								
SG [g]	40,0			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				2					
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	1								
LG [g]	0,599												
GG [g]	0,780												
D voll [g]	0,480												
D leer [g]	0,288												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Lh			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	24	20.10.2011	08.03.2013	CILIOPHORA								
SL [cm]	13,4			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			X						
TG [g]	47,2			DIGENEA									
SG [g]	41,6			<i>Diplostomum</i> spp.	4								
G	♀			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	16								
LG [g]	0,520			NEMATODA									
GG [g]	2,156			<i>Philometra rischta</i>					1				
D voll [g]	0,485			<i>Raphidascaris acus</i>				3					
D leer [g]	0,177												
Bemerkung:													

<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,5	25	20.10.2011	25.01.2013	DIGENEA						
SL [cm]	13,5			<i>Diplostomum</i> spp.	4						
TG [g]	57,2			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			1				
SG [g]	52,3			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	16						
G	♂			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1					
LG [g]	0,645			<i>Tylodelphys clavata</i>	1						
GG [g]	0,720			CRUSTACEA							
D voll [g]	0,433			<i>Ergasilus sieboldi</i>		1					
D leer [g]	0,294										
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	19,0	26	20.10.2011	14.08.2013	MYXOZOA						
SL [cm]	15,5			<i>Myxobolus scardinii</i>		X					
TG [g]	87,5			DIGENEA							
SG [g]	78,6			<i>Diplostomum</i> spp.	5						
G	♀			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	3						
LG [g]	1,172			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				1			
GG [g]	3,570			NEMATODA							
D voll [g]	1,196			<i>Philometra rischta</i>			5				
D leer [g]	0,209			CRUSTACEA							
Bemerkung: <i>Ergasilus sieboldi</i>											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	27	20.10.2011	19.11.2014	MYXOZOA						
SL [cm]	10,3			<i>Myxobolus scardinii</i>		X					
TG [g]	35,1			DIGENEA							
SG [g]	31,0			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	16						
G	♂			NEMATODA							
LG [g]	0,750			<i>Contracaecum microcephalum</i>				1			
GG [g]	0,554			<i>Contracaecum micropapillatum</i>			3				
D voll [g]	0,250										
D leer [g]	0,180										
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Of			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	15,0	28	20.10.2011	19.11.2014	CILIOPHORA						
SL [cm]	12,3			<i>Epistylis hwoffi</i>	X						
TG [g]	37,0			DIGENEA							
SG [g]	34,7			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1					
G	♂										
LG [g]	0,417										
GG [g]	0,760										
D voll [g]	0,408										
D leer [g]	0,176										
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Lh	Ki		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,8	29	20.10.2011	12.02.2013	CILIOPHORA						
SL [cm]	13,7			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>			X				
TG [g]	58,1			DIGENEA							
SG [g]	51,5			<i>Diplostomum</i> spp.	1						
G	♀			NEMATODA							
LG [g]	0,48			<i>Philometra rischta</i>		1					
GG [g]	2,092										
D voll [g]	0,529										
D leer [g]	0,197										
Bemerkung:											
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Lh	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	30	20.10.2011	31.01.2013	DIGENEA						
SL [cm]	14,6			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1						
TG [g]	72,6			NEMATODA							
SG [g]	63,2			<i>Contracaecum microcephalum</i>			2				
G	♀			<i>Philometra rischta</i>				2			
LG [g]	0,920										
GG [g]	3,800										
D voll [g]	0,740										
D leer [g]	0,275										
Bemerkung:											

<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D _(a)	Ki	Lh	Of	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,2	31	20.10.2011	02.11.2011	DIGENEA								
SL [cm]	13,8				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1					
TG [g]	71,3				NEMATODA								
SG [g]	60,4				<i>Contracaecum microcephalum</i>	3							
G	♀				<i>Philometra rischta</i>		2						
LG [g]	1,300												
GG [g]	4,000												
D voll [g]	1,100												
D leer [g]	0,600												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Lh	Ki	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,5	32	20.10.2011	27.11.2012	CILIOPHORA								
SL [cm]	15,4				<i>Epistylis hwoffi</i>			X					
TG [g]	83,6				DIGENEA								
SG [g]	73,2				<i>Asymphyldora tincae</i>		1						
G	♀				<i>Diplostomum</i> spp.	1							
LG [g]	0,902				<i>Tylodelphys clavata</i>	2							
GG [g]	3,388				NEMATODA								
D voll [g]	1,294				<i>Philometra rischta</i>			10					
D leer [g]	0,706												
Bemerkung:													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ms	Of	Lh	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	16,0	33	20.10.2011	18.11.2014	DIGENEA								
SL [cm]	13,5				<i>Diplostomum</i> spp.	1							
TG [g]	57,8				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		31						
SG [g]	51,8				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			4					
G	♀				NEMATODA				2				
LG [g]	0,481				<i>Philometra rischta</i>								
GG [g]	2,035												
D voll [g]	0,645												
D leer [g]	0,387												
Bemerkung: Granulom													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,2	34	20.10.2011	25.01.2013	DIGENEA								
SL [cm]	14,8				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	10							
TG [g]	71,5				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		2						
SG [g]	62,0				NEMATODA								
G	♀				<i>Contracaecum microcephalum</i>			3					
LG [g]	0,910				<i>Philometra rischta</i>				4				
GG [g]	3,820				HIRUDINEA								
D voll [g]	0,764				<i>Pisciola geometra</i> *		1						
D leer [g]	0,350				CRUSTACEA								
Bemerkung: Granulome													
*im Magen, runtergeschluckt													
<i>S. erythrophthalmus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Mk	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	35	17.10.2011	22.11.2012	MYXOZOA								
SL [cm]	16,4				<i>Myxobolus scardinii</i>			X					
TG [g]	105,0				DIGENEA								
SG [g]	93,1				<i>Diplostomum</i> spp.	12							
G	♀				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	2							
LG [g]	1,197				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1		1		5		
GG [g]	4,166				NEMATODA								
D voll [g]	0,789				<i>Philometra rischta</i>					25			
D leer [g]	0,381												
Bemerkung:													

VII-7: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Tinca tinca* aus dem Malchiner See. a: außen Au: Augen, D: Darm, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, j: juvenil, Ki: Kiemen, L: Larven, LG: Lebergewicht, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, S: Schuppen, Sb: Schwimmblase, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	32,5	1	06.10.2011	20.03.2015	CRUSTACEA			
SL [cm]	27,8			<i>Ergasilus sieboldi</i>	7	Bivalvia indet.	8	0,633
TG [g]	715,5					Gastropoda indet.	5	0,095
SG [g]	642,3					INSECTA		
G	/					Chironomidae (L)	2	0,001
LG [g]	11,517					Nematocera indet. (L)	20	0,044
GG [g]	0,995					PLANTAE		0,429
M voll [g]	11,198							
M leer [g]	6,966							
Bemerkung:								
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D/D _(a)	Ki	Darminhalt	n [g]
TL [cm]	33,8	2	06.10.2011	23.03.2015	DIGENEA			
SL [cm]	27,5			<i>Asymphyllodora tincae</i>	103			
TG [g]	600,8			NEMATODA				
SG [g]	528			<i>Skrjabillanus tincae</i>	1			
G	♀			CRUSTACEA				
LG [g]	8,448			<i>Ergasilus sieboldi</i>	81			
GG [g]	17,603							
M voll [g]	7,146							
M leer [g]	5,146							
Bemerkung:								
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n [g]
TL [cm]	22,0	3	17.10.2011	26.03.2015	DIGENEA			
SL [cm]	18,0			<i>Asymphyllodora tincae</i>	79			
TG [g]	115,7			CRUSTACEA				
SG [g]	103,1			<i>Ergasilus sieboldi</i>	5			
G	♀							
LG [g]	1,822							
GG [g]	2,716							
M voll [g]	1,461							
M leer [g]	1,038							
Bemerkung:								
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	4	17.10.2011	26.03.2015	MONOGENEA			
SL [cm]	16,0			<i>Dactylogyrus tincae</i>	1			
TG [g]	103,0			CRUSTACEA				
SG [g]	92,1			<i>Ergasilus sieboldi</i>	3			
G	♀							
LG [g]	1,532							
GG [g]	0,950							
M voll [g]	1,439							
M leer [g]	0,891							
Bemerkung:								
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	24,8	5	06.10.2011	26.03.2015	CRUSTACEA			
SL [cm]	21,0			<i>Ergasilus sieboldi</i>	9	<i>Daphnia</i> sp.	3	0,001
TG [g]	243,0							
SG [g]	217,1							
G	♀							
LG [g]	5,355							
GG [g]	2,312							
M voll [g]	3,501							
M leer [g]	2,561							
Bemerkung:								

<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	21,0	6	06.10.2011	26.03.2015	CRUSTACEA	CRUSTACEA				
SL [cm]	18,0			<i>Ergasilus sieboldi</i>	7	<i>Cyclops</i> sp.	5	0,001		
TG [g]	142,1									
SG [g]	130,8									
G	j									
LG [g]	2,395									
GG [g]	0,090									
M voll [g]	1,609									
M leer [g]	1,194									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	19,8	7	06.10.2011	26.03.2015	CRUSTACEA	TELEOSTEI				
SL [cm]	17,0			<i>Ergasilus sieboldi</i>	7	Teleostei indet. (S)	5	0,012		
TG [g]	126,0					PLANTAE		0,104		
SG [g]	108,9									
G	♀									
LG [g]	3,105									
GG [g]	2,216									
M voll [g]	2,423									
M leer [g]	1,328									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	25,5	8	06.10.2011	26.03.2015	DIGENEA					
SL [cm]	21,0			<i>Tylodelphys clavata</i>	2					
TG [g]	321,7			NEMATODA						
SG [g]	286,0			<i>Skrjabillanus tincae</i>			3			
G	♀			CRUSTACEA						
LG [g]	4,731			<i>Ergasilus sieboldi</i>		23				
GG [g]	6,630									
M voll [g]	4,684									
M leer [g]	3,192									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,5	9	06.10.2011	26.03.2015	DIGENEA					
SL [cm]	14,7			<i>Asymphyllodora tincae</i>	4					
TG [g]	82,8			NEMATODA						
SG [g]	74,4			<i>Skrjabillanus tincae</i>			1			
G	j			CRUSTACEA						
LG [g]	1,513			<i>Ergasilus sieboldi</i>		24				
GG [g]	0,015									
M voll [g]	1,038									
M leer [g]	0,802									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	15,8	10	06.10.2011	26.03.2015	DIGENEA			CRUSTACEA		
SL [cm]	13,0			<i>Asymphyllodora tincae</i>	34			<i>Bosmina longirostris</i>	1	<0,001
TG [g]	71,4			CRUSTACEA				<i>Cyclops</i> sp.	7	0,002
SG [g]	64,3			<i>Ergasilus sieboldi</i>		2				
G	♀									
LG [g]	1,260									
GG [g]	0,009									
M voll [g]	1,002									
M leer [g]	0,683									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	M s	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	21,0	11	06.10.2011	27.03.2015	NEMATODA			CRUSTACEA		
SL [cm]	18,0			<i>Contracaecum</i> sp.		1		<i>Bosmina longirostris</i>	18	0,018
TG [g]	140,5			<i>Skrjabillanus tincae</i>			3	Copepoda indet.	25	0,027
SG [g]	126,5			CRUSTACEA						
G	♀			<i>Ergasilus sieboldi</i>	6					
LG [g]	1,579									
GG [g]	1,190									
M voll [g]	1,769									
M leer [g]	1,343									
Bemerkung:										

<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	25,0	12	06.10.2011	27.03.2015	NEMATODA		CRUSTACEA		
SL [cm]	21,0				<i>Skrjabillanus tincae</i>	9	<i>Daphnia cuculata</i>	1	<0,001
TG [g]	280,5				CRUSTACEA		Copepoda indet.	3	<0,001
SG [g]	254,3				<i>Argulus foliaceus</i>	1			
G	♀				<i>Ergasilus sieboldi</i>	11			
LG [g]	5,386								
GG [g]	0,619								
M voll [g]	3,949								
M leer [g]	2,268								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	27,1	13	06.10.2011	27.03.2015	NEMATODA				
SL [cm]	22,5				<i>Skrjabillanus tincae</i>	23			
TG [g]	324,5				CRUSTACEA				
SG [g]	296,1				<i>Ergasilus sieboldi</i>	16			
G	♀								
LG [g]	3,428								
GG [g]	0,379								
M voll [g]	3,510								
M leer [g]	2,879								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	19,0	14	06.10.2011	27.03.2015	DIGENEA		CRUSTACEA		
SL [cm]	16,0				<i>Asymphylogora tincae</i>	8	Copepoda indet.	1	<0,001
TG [g]	106,0				CRUSTACEA				
SG [g]	95,6				<i>Ergasilus sieboldi</i>	6			
G	j								
LG [g]	1,900								
GG [g]	0,043								
M voll [g]	1,913								
M leer [g]	1,057								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,5	15	06.10.2011	27.03.2015	DIGENEA		CRUSTACEA		
SL [cm]	14,5				<i>Asymphylogora tincae</i>	21	Copepoda indet.	1	<0,001
TG [g]	96,1				MONOGENEA				
SG [g]	84,3				<i>Dactylogyrus tincae</i>	2			
G	♀				CRUSTACEA				
LG [g]	2,417				<i>Ergasilus sieboldi</i>	5			
GG [g]	2,039								
M voll [g]	1,264								
M leer [g]	0,837								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	20,8	16	06.10.2011	27.03.2015	CRUSTACEA				
SL [cm]	18,0				<i>Ergasilus sieboldi</i>	12			
TG [g]	139,1								
SG [g]	125,4								
G	♀								
LG [g]	3,086								
GG [g]	0,057								
M voll [g]	1,629								
M leer [g]	1,249								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	21,5	17	06.10.2011	27.03.2015	DIGENEA				
SL [cm]	18,0				<i>Asymphylogora tincae</i>	247			
TG [g]	202,2				CRUSTACEA				
SG [g]	180,5				<i>Ergasilus sieboldi</i>	9			
G	♀								
LG [g]	3,049								
GG [g]	2,847								
M voll [g]	3,275								
M leer [g]	2,242								
Bemerkung:									

<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	20,0	18	06.10.2011	28.03.2015	DIGENEA		CRUSTACEA		
SL [cm]	17,0				<i>Asymphylodora tincae</i>	109	<i>Bosmina longirostris</i>	1	<0,001
TG [g]	163,7				CRUSTACEA		<i>Daphnia</i> sp.	1	<0,001
SG [g]	144,2				<i>Ergasilus sieboldi</i>	13	Copepoda indet.	72	0,025
G	♀								
LG [g]	3,264								
GG [g]	3,111								
M voll [g]	2,641								
M leer [g]	1,589								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	21,0	19	06.10.2011	28.03.2015	DIGENEA				
SL [cm]	17,9				<i>Asymphylodora tincae</i>	306			
TG [g]	179,9				MONOGENEA				
SG [g]	165,2				<i>Dactylogyrus tincae</i>	1			
G	j				CESTODA				
LG [g]	2,296				<i>Khawia baltica</i>	1			
GG [g]	0,045				CRUSTACEA				
M voll [g]	2,463				<i>Ergasilus sieboldi</i>	4			
M leer [g]	1,479								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	19,0	20	06.10.2011	27.03.2015	DIGENEA		CRUSTACEA		
SL [cm]	15,0				<i>Asymphylodora tincae</i>	4	Copepoda indet.	1	<0,001
TG [g]	103,4				MONOGENEA		PLANTAE		0,090
SG [g]	93,6				<i>Dactylogyrus tincae</i>	1			
G	♀				CRUSTACEA				
LG [g]	1,421				<i>Ergasilus sieboldi</i>	2			
GG [g]	0,885								
M voll [g]	1,330								
M leer [g]	0,867								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit		Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,8	21	06.10.2011	28.03.2015	MONOGENEA				
SL [cm]	12,0				<i>Dactylogyrus tincae</i>	2			
TG [g]	41,1								
SG [g]	37,6								
G	♀								
LG [g]	0,726								
GG [g]	0,046								
M voll [g]	0,542								
M leer [g]	0,347								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit		Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	27,4	22	17.10.2011	23.03.2015	CRUSTACEA				
SL [cm]	23,0				<i>Argulus japonicus</i>	1			
TG [g]	335,5				<i>Ergasilus sieboldi</i>	4			
SG [g]	299,5								
G	j								
LG [g]	4,365								
GG [g]	0,627								
M voll [g]	3,551								
M leer [g]	2,165								
Bemerkung:									
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D/D _(a)	Ki	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	33,3	23	17.10.2011	23.03.2015	DIGENEA				
SL [cm]	27,7				<i>Asymphylodora tincae</i>	15			
TG [g]	529,3				NEMATODA				
SG [g]	472,7				<i>Skrjabillanus tincae</i>	1			
G	♀				CRUSTACEA				
LG [g]	9,809				<i>Ergasilus sieboldi</i>	1			
GG [g]	0,594								
M voll [g]	8,482								
M leer [g]	5,695								
Bemerkung:									

<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	25,0	30	17.10.2011	23.03.2015	CRUSTACEA	PLANTAE		0,015		
SL [cm]	20,9			<i>Ergasilus sieboldi</i>	12					
TG [g]	206,8									
SG [g]	186,0									
G	j									
LG [g]	2,869									
GG [g]	0,381									
M voll [g]	2,269									
M leer [g]	1,486									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	21,5	31	17.10.2011	24.03.2015	MONOGENEA	CRUSTACEA				
SL [cm]	18,5			<i>Dactylogyrus tincae</i>	1	Copepoda indet.	2	<0,001		
TG [g]	159,7			CRUSTACEA						
SG [g]	144,5			<i>Ergasilus sieboldi</i>	42					
G	♀									
LG [g]	2,808									
GG [g]	1,616									
M voll [g]	2,372									
M leer [g]	1,626									
Bemerkung: eventuelle Verbuttung, bei der kleinen Fischgröße sehr reife Gonaden										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	31,0	32	17.10.2011	24.03.2015	DIGENEA					
SL [cm]	28,4			<i>Asymphylodora tincae</i>	228					
TG [g]	430,0			CRUSTACEA						
SG [g]	378,3			<i>Argulus japonicus</i>	1					
G	♀			<i>Ergasilus sieboldi</i>	22					
LG [g]	6,843									
GG [g]	11,335									
M voll [g]	5,514									
M leer [g]	3,626									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	24,3	33	17.10.2011	25.03.2015	DIGENEA					
SL [cm]	20,3			<i>Asymphylodora tincae</i>	8					
TG [g]	195,6			NEMATODA						
SG [g]	178,4			<i>Skrjabillanus tincae</i>			1			
G	♀			CRUSTACEA						
LG [g]	2,639			<i>Ergasilus sieboldi</i>	3					
GG [g]	0,270									
M voll [g]	2,909									
M leer [g]	1,907									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	24,3	34	17.10.2011	25.03.2015	NEMATODA					
SL [cm]	21,0			<i>Skrjabillanus tincae</i>		3	<i>Bosmina longirostris</i>	53	0,012	
TG [g]	224,9			CRUSTACEA			Copepoda indet.	3	0,001	
SG [g]	201,9			<i>Ergasilus sieboldi</i>	13					
G	♀									
LG [g]	3,201									
GG [g]	2,829									
M voll [g]	3,436									
M leer [g]	1,983									
Bemerkung:										
<i>T. tinca</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb _(a)	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	20,5	35	17.10.2011	25.03.2015	MONOGENEA					
SL [cm]	16,5			<i>Dactylogyrus tincae</i>	1					
TG [g]	142,6			CRUSTACEA						
SG [g]	128,1			<i>Ergasilus sieboldi</i>	4					
G	♀									
LG [g]	1,781									
GG [g]	1,811									
M voll [g]	1,785									
M leer [g]	1,207									
Bemerkung:										

VII-8: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Gymnocephalus cernua* aus dem Malchiner See. a: außen Au: Augen, D: Darm, Fl: Flossen, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, Ki: Kiemen, L: Larve/Larven, LG: Lebergewicht, Lh: Leibeshöhle, M: Magen, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, Sb: Schwimmblase, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	11,8	1	17.10.2011	18.07.2012	CILIOPHORA				INSECTA			
SL [cm]	10,1			<i>Epistylis hwoffi</i>		X			Chironomidae (L)	10	0,063	
TG [g]	18,7			<i>Trichodinella epizootica</i>			2		Trichoptera (L)	1	0,001	
SG [g]	16,6			DIGENEA								
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	15							
LG [g]	0,233			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				96*				
GG [g]	0,705			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				97*				
M voll [g]	0,220			<i>Tylodelphys clavata</i>	103							
M leer [g]	0,101			<i>Tylodelphys podicipina</i>	2							
Bemerkung: Granulome				CRUSTACEA								
*Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet 17 x <i>I. platycephalus</i> und 18 x <i>I. variegatus</i> .				<i>Ergasilus sieboldi</i>			10					
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	M		Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	13,8	2	17.10.2011	24.04.2012	DIGENEA							
SL [cm]	11,8			<i>Diplostomum</i> spp.	12							
TG [g]	26,8			<i>Tylodelphys clavata</i>	106							
SG [g]	23,3			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1							
G	♀			CRUSTACEA								
LG [g]	0,402			<i>Argulus foliaceus</i> *			1					
GG [g]	0,846			<i>Ergasilus sieboldi</i>		6						
M voll [g]	0,203			BIVALVIA								
M leer [g]	0,168			Unionoidae indet.		3						
Bemerkung: *runtergeschluckt												
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	10,5	3	17.10.2011	17.08.2012	CILIOPHORA							
SL [cm]	8,8			<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		X						
TG [g]	12,8			DIGENEA								
SG [g]	10,9			<i>Diplostomum</i> spp.	3							
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			75*					
LG [g]	0,192			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			12*					
GG [g]	0,347			<i>Tylodelphys clavata</i>	32							
M voll [g]	0,142											
M leer [g]	0,091											
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet mit 30 x <i>I. platycephalus</i> , 5 x <i>I. variegatus</i>												
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	12,5	4	17.10.2011	23.08.2012	DIGENEA				MOLLUSCA			
SL [cm]	10,3			<i>Diplostomum</i> spp.	7				Valvatidae	1	0,012	
TG [g]	17,4			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			34*		INSECTA			
SG [g]	15,2			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>	1*		6*		Chironomidae (L)	5	0,008	
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	116							
LG [g]	0,188			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1							
GG [g]	0,683			CRUSTACEA								
M voll [g]	0,191			<i>Ergasilus sieboldi</i>		8						
M leer [g]	0,116											
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet mit 29 x <i>I. platycephalus</i> , 6 x <i>I. variegatus</i>												
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Fl	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	11,0	5	17.10.2011	22.08.2012	CILIOPHORA							
SL [cm]	9,3			<i>Trichodina mutabilis</i>			1					
TG [g]	13,4			<i>Trichodinella epizootica</i>				2				
SG [g]	11,6			DIGENEA								
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	3							
LG [g]	0,161			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>					6			
GG [g]	0,554			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					4			
M voll [g]	0,117			<i>Tylodelphys clavata</i>	25							
M leer [g]	0,079			<i>Tylodelphys podicipina</i>	2							
Bemerkung: Granulome				CESTODA								
				<i>Proteocephalus cernuae</i>		1						
				CRUSTACEA								
				<i>Ergasilus sieboldi</i>				10				

<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	11,3	6	17.10.2011	19.06.2012	DIGENEA					
SL [cm]	9,6				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>		9			
TG [g]	15,3				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		5			
SG [g]	13,6				<i>Tylodelphys clavata</i>	6				
G	♀				<i>Tylodelphys podicipina</i>	1				
LG [g]	0,186				CRUSTACEA					
GG [g]	0,634				<i>Ergasilus sieboldi</i>		6			
M voll [g]	0,082									
M leer [g]	0,045									
Bemerkung:										
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	Ms	Mageninhalt	n [g]
TL [cm]	12,8	7	17.10.2011	22.08.2012	CILIOPHORA				INSECTA	
SL [cm]	10,8				<i>Trichodina pediculus</i>		1		Chironomidae (L)	2 0,007
TG [g]	23,2				<i>Trichodinella epizootica</i>		1			
SG [g]	21,0				DIGENEA					
G	♀				<i>Diplostomum</i> spp.	7				
LG [g]	0,205				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			181*		
GG [g]	0,846				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			31*		
M voll [g]	0,176				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1				
M leer [g]	0,084				<i>Tylodelphys clavata</i>	119				
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet mit 30 x <i>I. platycephalus</i> , 5 x <i>I. variegatus</i>				<i>Tylodelphys podicipina</i>				2		
				NEMATODA						
				<i>Eustrongylides tubifex</i>		1				
				CRUSTACEA						
				<i>Ergasilus sieboldi</i>			14			
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	8	17.10.2011	23.08.2012	CILIOPHORA					
SL [cm]	10,8				<i>Epistylis lwoffi</i>		X			
TG [g]	21,2				DIGENEA					
SG [g]	18,4				<i>Diplostomum</i> spp.	1				
G	♀				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			63*		
LG [g]	0,197				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			10*		
GG [g]	0,824				<i>Tylodelphys clavata</i>	1				
M voll [g]	0,171				CRUSTACEA					
M leer [g]	0,124				<i>Ergasilus sieboldi</i>		5			
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet				BIVALVIA						
30 x <i>I. platycephalus</i> , 5 x <i>I. variegatus</i>				Unionoidae indet.		3				
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	10,5	9	17.10.2011	16.07.2012	CILIOPHORA					
SL [cm]	9,8				<i>Trichodinella epizootica</i>		1			
TG [g]	15,3				DIGENEA					
SG [g]	12,8				<i>Azygia lucii**</i>		1			
G	♀				<i>Diplostomum</i> spp.	18				
LG [g]	0,147				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			113*		
GG [g]	0,575				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			12*		
M voll [g]	0,144				<i>Tylodelphys clavata</i>	106				
M leer [g]	0,113				<i>Tylodelphys podicipina</i>	4				
Bemerkung: Granulome,*hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet				CRUSTACEA						
32 x <i>I. platycephalus</i> , 3 x <i>I. variegatus</i>				<i>Ergasilus sieboldi</i>		2				
** <i>A. lucii</i> kann aktiv den Wirt verlassen										
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Ms	Mageninhalt	n [g]
TL [cm]	11,5	10	17.10.2011	19.07.2012	CILIOPHORA				CRUSTACEA	
SL [cm]	9,8				<i>Trichodina acuta</i>		1		<i>Daphnia</i> sp.	26 <0,001
TG [g]	17,9				<i>Trichodinella epizootica</i>			1		
SG [g]	15,9				DIGENEA					
G	♂				<i>Diplostomum</i> spp.	5				
LG [g]	0,141				<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			5		
GG [g]	0,794				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			8		
M voll [g]	0,140				<i>Tylodelphys clavata</i>	133				
M leer [g]	0,100				CRUSTACEA					
Bemerkung:				<i>Ergasilus sieboldi</i>			3			

<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	11,7	11	17.10.2011	20.06.2012	CILIOPHORA				INSECTA		
SL [cm]	9,9			<i>Trichodinella epizootica</i>		1			Insecta indet. (L)	6	0,018
TG [g]	14,6			DIGENEA							
SG [g]	12,8			<i>Diplostomum</i> spp.		16					
G	♂			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	1*	2*	127*	38*			
LG [g]	0,174			<i>Tylodelphys clavata</i>	122						
GG [g]	0,768			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1						
M voll [g]	0,136			CRUSTACEA							
M leer [g]	0,086			<i>Ergasilus sieboldi</i>		8					
Bemerkung: In den Kiemen 1 x <i>Bosmina longirostris</i> (Rüsselkrebschen)											
*Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet wurden 35 x <i>I. platycephalus</i> , 0 x <i>I. variegatus</i>											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	10,1	12	17.10.2011	13.06.2012	CILIOPHORA						
SL [cm]	8,8			<i>Trichodinella epizootica</i>		1					
TG [g]	11,1			DIGENEA							
SG [g]	9,5			<i>Diplostomum</i> spp.	14						
G	♂			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			51*				
LG [g]	0,093			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			6*				
GG [g]	0,583			<i>Tylodelphys clavata</i>	48						
M voll [g]	0,073			<i>Tylodelphys podicipina</i>	2						
M leer [g]	0,044			CRUSTACEA							
Bemerkung: *Hochgerechnet, 19 Cysten geöffnet					<i>Ergasilus sieboldi</i>	5					
17 x <i>I. platycephalus</i> und 2 x <i>I. variegatus</i>											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	11,6	13	17.10.2011	14.06.2012	DIGENEA						
SL [cm]	9,6			<i>Diplostomum</i> spp.	4						
TG [g]	15,2			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				44*			
SG [g]	13,5			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				22*			
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	35						
LG [g]	0,151			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1						
GG [g]	0,362			CESTODA							
M voll [g]	0,093			<i>Proteocephalus cernuae</i>		1					
M leer [g]	0,061			CRUSTACEA							
Bemerkung: *Hochgerechnet, 15 Cysten geöffnet					<i>Ergasilus sieboldi</i>			12			
10 x <i>I. platycephalus</i> , 5 x <i>I. variegatus</i>					BIVALVIA						
					Unionoidae indet.			1			
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	13,6	14	17.10.2011	15.06.2012	DIGENEA				INSECTA		
SL [cm]	11,4			<i>Diplostomum</i> spp.	20				Chironomidae (L)	5	0,004
TG [g]	27,3			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			81*		Trichoptera (L)	1	0,007
SG [g]	23,8			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			13*				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	327						
LG [g]	0,329			<i>Tylodelphys podicipina</i>			1				
GG [g]	0,939			CRUSTACEA							
M voll [g]	0,230			<i>Ergasilus sieboldi</i>		6					
M leer [g]	0,200										
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet											
30 x <i>I. platycephalus</i> , 5 x <i>I. variegatus</i>											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	12,3	15	17.10.2011	13.06.2012	DIGENEA				MOLLUSCA		
SL [cm]	10,3			<i>Diplostomum</i> spp.	6				Valvatidae	5	0,068
TG [g]	22,8			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			19		INSECTA		
SG [g]	20,1			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			3		Insecta indet. (L)	4	0,002
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	20						
LG [g]	0,210			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1						
GG [g]	0,995			CRUSTACEA							
M voll [g]	0,275			<i>Ergasilus sieboldi</i>		8					
M leer [g]	0,188										
Bemerkung:											

<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	12,8	16	17.10.2011	13.06.2012	DIGENEA						
SL [cm]	11,1			<i>Diplostomum</i> spp.	7						
TG [g]	22,8			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			40				
SG [g]	19,7			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			8				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	114						
LG [g]	0,255			<i>Tylodelphys podicipina</i>	13						
GG [g]	1,002			CRUSTACEA							
M voll [g]	0,142			<i>Ergasilus sieboldi</i>		7					
M leer [g]	0,119			BIVALVIA							
Bemerkung:				Unionoidae indet.		3					
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	11,4	17	17.10.2011	22.08.2012	CILIOPHORA				INSECTA		
SL [cm]	10,0			<i>Trichodinella epizootica</i>		3			Chironomidae (L)	11	0,010
TG [g]	16,8			DIGENEA					SONSTIGES		
SG [g]	14,5			<i>Diplostomum</i> spp.	2				Plantae		0,003
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			12	6			
LG [g]	0,199			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			7				
GG [g]	0,611			<i>Tylodelphys clavata</i>	10						
M voll [g]	0,185			CRUSTACEA							
M leer [g]	0,116			<i>Ergasilus sieboldi</i>		5					
Bemerkung: Granulome											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	D	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	10,9	18	17.10.2011	12.06.2012	CILIOPHORA				INSECTA		
SL [cm]	8,8			<i>Epistylis hwoffi</i>		X					
TG [g]	12,3			<i>Trichodinella epizootica</i>		1					
SG [g]	11,1			DIGENEA							
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	2						
LG [g]	0,098			<i>Tylodelphys clavata</i>	4						
GG [g]	0,409			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1						
M voll [g]	0,056			CRUSTACEA							
M leer [g]	0,041			<i>Ergasilus sieboldi</i>		2					
Bemerkung:											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	19	17.10.2011	24.08.2012	CILIOPHORA				INSECTA		
SL [cm]	10,5			<i>Epistylis hwoffi</i>		X					
TG [g]	18,3			<i>Trichodinella epizootica</i>		7			Trichoptera (L)	5	0,005
SG [g]	16,2			DIGENEA							
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	10						
LG [g]	0,159			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			152*				
GG [g]	0,687			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			38*				
M voll [g]	0,139			<i>Tylodelphys clavata</i>	117						
M leer [g]	0,093			<i>Tylodelphys podicipina</i>	5						
Bemerkung: Granulome				CRUSTACEA							
*Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet				<i>Ergasilus sieboldi</i>		7					
mit 28 x <i>I. platycephalus</i> , 7 x <i>I. variegatus</i>											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Fl	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	14,4	20	17.10.2011	02.04.2012	CILIOPHORA				CRUSTACEA		
SL [cm]	12,0			<i>Epistylis hwoffi</i>				X	<i>Gammarus pulex</i>	12	0,015
TG [g]	35,8			DIGENEA					INSECTA		
SG [g]	29,1			<i>Tylodelphys clavata</i>	153				Chironomidae (L)	27	0,010
G	♀			<i>Tylodelphys podicipina</i>	2						
LG [g]	0,900			CRUSTACEA							
GG [g]	1,800			<i>Ergasilus sieboldi</i>		3					
M voll [g]	0,600			BIVALVIA							
M leer [g]	0,300			Unionoidae indet.		1					
Bemerkung:											

<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	12,0	21	17.10.2011	19.07.2012	CILIOPHORA						
SL [cm]	10,3			<i>Trichodinella epizootica</i>		1					
TG [g]	18,9			DIGENEA							
SG [g]	16,5			<i>Diplostomum</i> spp.	8						
G	♂			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			40*				
LG [g]	0,184			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			42*				
GG [g]	1,149			<i>Tylodelphys clavata</i>	225						
M voll [g]	0,152			<i>Tylodelphys podicipina</i>	2						
M leer [g]	0,104			CRUSTACEA							
Bemerkung: *Hochgerechnet, 37 Cysten geöffnet					<i>Ergasilus sieboldi</i>	5					
18 x <i>I. platycephalus</i> , 19 x <i>I. variegatus</i>											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	14,3	22	17.10.2011	18.07.2012	CILIOPHORA			INSECTA			
SL [cm]	11,7			<i>Epistylis hwoffii</i>		X		Chironomidae (L)	3	0,008	
TG [g]	32,0			DIGENEA							
SG [g]	28,1			<i>Diplostomum</i> spp.	50						
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			22*				
LG [g]	0,337			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			33*				
GG [g]	1,247			<i>Tylodelphys clavata</i>	443						
M voll [g]	0,357			<i>Tylodelphys podicipina</i>	4						
M leer [g]	0,245			CRUSTACEA							
Bemerkung: *Hochgerechnet, 44 Cysten geöffnet					<i>Ergasilus sieboldi</i>	4					
17 x <i>I. platycephalus</i> und 27 x <i>I. variegatus</i>											
				BIVALVIA							
				Unionoidae indet.		9					
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	13,5	23	17.10.2011	17.08.2012	CILIOPHORA						
SL [cm]	11,5			<i>Epistylis hwoffii</i>		X					
TG [g]	25,9			<i>Trichodinella epizootica</i>		1					
SG [g]	23,0			DIGENEA							
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	8						
LG [g]	0,221			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			20				
GG [g]	1,160			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			7				
M voll [g]	0,228			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1						
M leer [g]	0,198			<i>Tylodelphys clavata</i>	151						
Bemerkung: Granulome					<i>Tylodelphys podicipina</i>	1	1				
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	12,8	24	17.10.2011	16.07.2012	CILIOPHORA			INSECTA			
SL [cm]	10,8			<i>Epistylis hwoffii</i>		X		Chironomidae (L)	39	0,114	
TG [g]	22,2			<i>Trichodinella epizootica</i>		9		Sialidae (L)	6	0,207	
SG [g]	19,0			DIGENEA				SONSTIGES		0,050	
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	19						
LG [g]	0,246			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			77*				
GG [g]	0,929			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			43*				
M voll [g]	0,605			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1						
M leer [g]	0,197			<i>Tylodelphys clavata</i>	221						
Bemerkung: *Hochgerechnet, 36 Cysten geöffnet					CRUSTACEA						
23 x <i>I. platycephalus</i> , 13 x <i>I. variegatus</i>											
				<i>Ergasilus sieboldi</i>	10						
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	12,6	25	17.10.2011	20.06.2012	DIGENEA				INSECTA		
SL [cm]	10,5			<i>Diplostomum</i> spp.	43				Insecta indet. (L)	5	0,023
TG [g]	20,9			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				575*			
SG [g]	18,5			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				34*			
G	♀			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	2						
LG [g]	0,240			<i>Tylodelphys clavata</i>	510						
GG [g]	0,705			<i>Tylodelphys podicipina</i>	5						
M voll [g]	0,233			CESTODA							
M leer [g]	0,178			<i>Proteocephalus cernuae</i>			1				
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet					CRUSTACEA						
33 x <i>I. platycephalus</i> s. 2 x <i>I. variegatus</i>											
				<i>Ergasilus sieboldi</i>			8				

<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	11,8	26	17.10.2011	03.04.2012	CILIOPHORA			INSECTA			
SL [cm]	9,6			<i>Epistylis hwoffi</i>		X		Chironomidae (L)	16	0,005	
TG [g]	17,1			DIGENEA							
SG [g]	13,7			<i>Diplostomum</i> spp.	3						
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			188*				
LG [g]	0,400			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			18*				
GG [g]	1,100			<i>Tylodelphys clavata</i>	308						
M voll [g]	0,400			CRUSTACEA							
M leer [g]	0,100			<i>Ergasilus sieboldi</i>		7					
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet 32 x <i>I. platycephalus</i> , 3 x <i>I. variegatus</i>											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	12,8	27	17.10.2011	03.04.2012	CILIOPHORA			INSECTA			
SL [cm]	11,0			<i>Epistylis hwoffi</i>		X		Chironomidae (L)	3	0,001	
TG [g]	21,8			<i>Trichodinella epizootica</i>		2					
SG [g]	19,3			DIGENEA							
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	35						
LG [g]	0,400			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			345*				
GG [g]	1,000			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			58*				
M voll [g]	0,400			<i>Tylodelphys clavata</i>	284						
M leer [g]	0,100			CRUSTACEA							
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet 30 x <i>I. platycephalus</i> , 5 x <i>I. variegatus</i>											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	28	17.10.2011	13.10.2012	CILIOPHORA				INSECTA		
SL [cm]	10,5			<i>Epistylis hwoffi</i>			X		Chironomidae (L)	3	0,001
TG [g]	21,4			<i>Trichodinella epizootica</i>			9				
SG [g]	18,7			DIGENEA							
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	8						
LG [g]	0,304			<i>Tylodelphys clavata</i>	364						
GG [g]	1,010			<i>Tylodelphys podicipina</i>	6						
M voll [g]	0,194			NEMATODA							
M leer [g]	0,128			<i>Eustrongylides tubifex</i>			1				
Bemerkung: CRUSTACEA <i>Ergasilus sieboldi</i> 5											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	11,9	29	17.10.2011	24.04.2012	CILIOPHORA						
SL [cm]	10,0			<i>Trichodina mutabilis</i>		1					
TG [g]	16,5			<i>Trichodinella epizootica</i>		1					
SG [g]	14,2			DIGENEA							
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	117						
LG [g]	0,136			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>	3						
GG [g]	0,761			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	5						
M voll [g]	0,218			<i>Tylodelphys clavata</i>	727						
M leer [g]	0,204			<i>Tylodelphys podicipina</i>	2						
Bemerkung: CRUSTACEA <i>Ergasilus sieboldi</i> 10											
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	11,7	30	17.10.2011	19.06.2012	CILIOPHORA						
SL [cm]	9,9			<i>Epistylis hwoffi</i>		X					
TG [g]	16,2			DIGENEA							
SG [g]	14,5			<i>Diplostomum</i> spp.	1						
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			99*				
LG [g]	0,142			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			25*				
GG [g]	0,644			<i>Tylodelphys clavata</i>	15						
M voll [g]	0,133			CRUSTACEA							
M leer [g]	0,113			<i>Ergasilus sieboldi</i>		12					
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet 28 x <i>I. platycephalus</i> , 7 x <i>I. variegatus</i>											

<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	12,4	31	17.10.2011	17.08.2012	CILIOPHORA					
SL [cm]	10,6			<i>Epistylis hwoffi</i>		X				
TG [g]	18,9			DIGENEA						
SG [g]	17,1			<i>Diplostomum</i> spp.	1					
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>			121*			
LG [g]	0,142			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			21*			
GG [g]	0,644			<i>Tylodelphys clavata</i>	16					
M voll [g]	0,143			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1					
M leer [g]	0,096			CRUSTACEA						
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet				<i>Ergasilus sieboldi</i>		8				
30 x <i>I. platycephalus</i> , 5 x <i>I. variegatus</i>										
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	Ms	Mageninhalt	n [g]
TL [cm]	10,9	32	17.10.2011	24.08.2012	CILIOPHORA				INSECTA	
SL [cm]	9,5			<i>Trichodinella epizootica</i>			1		Insecta indet. (L)	1 0,002
TG [g]	15,9			DIGENEA						
SG [g]	14,0			<i>Diplostomum</i> spp.	6					
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				16*		
LG [g]	0,136			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				26*		
GG [g]	0,571			<i>Tylodelphys clavata</i>	16					
M voll [g]	0,108			NEMATODA						
M leer [g]	0,091			<i>Camallanus lacustris</i>		1				
Bemerkung: Granulome				CRUSTACEA						
*Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet mit 13 x <i>I. platycephalus</i> , 22 x <i>I. variegatus</i>				<i>Ergasilus sieboldi</i>			6			
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Mageninhalt	n [g]
TL [cm]	11,4	33	17.10.2011	12.04.2012	CILIOPHORA				INSECTA	
SL [cm]	9,5			<i>Trichodinella epizootica</i>		1			Chironomidae (L)	8 0,030
TG [g]	15,5			DIGENEA						
SG [g]	13,6			<i>Diplostomum</i> spp.	8					
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	552					
LG [g]	0,133			<i>Tylodelphys podicipina</i>	1					
GG [g]	0,764			HIRUDINEA						
M voll [g]	0,174			<i>Helobdella stagnalis</i>		1				
M leer [g]	0,106			CRUSTACEA						
Bemerkung:				<i>Ergasilus sieboldi</i>		1				
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	M	Ms	Mageninhalt	n [g]
TL [cm]	12,0	34	17.10.2011	19.06.2012	CILIOPHORA					
SL [cm]	10,4			<i>Epistylis hwoffi</i>		X				
TG [g]	18,6			<i>Trichodinella epizootica</i>		1				
SG [g]	16,3			DIGENEA						
G	♀			<i>Diplostomum</i> spp.	4					
LG [g]	0,176			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				49		
GG [g]	0,619			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				36		
M voll [g]	0,222			<i>Tylodelphys clavata</i>	76					
M leer [g]	0,154			CESTODA						
Bemerkung:				<i>Proteocephalus cernuae</i>			1			
				CRUSTACEA						
				<i>Ergasilus sieboldi</i>		7				
<i>G. cernua</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Ms		Mageninhalt	n [g]
TL [cm]	12,1	35	17.10.2011	18.07.2012	CILIOPHORA					
SL [cm]	10,3			<i>Epistylis hwoffi</i>		X				
TG [g]	18,9			DIGENEA						
SG [g]	16,9			<i>Diplostomum</i> spp.	3					
G	♀			<i>Ichthyocotylurus platycephalus</i>				29*		
LG [g]	0,217			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				26*		
GG [g]	0,681			<i>Tylodelphys clavata</i>	18					
M voll [g]	0,170			CRUSTACEA						
M leer [g]	0,113			<i>Ergasilus sieboldi</i>	27					
Bemerkung: *Hochgerechnet, 35 Cysten geöffnet mit 21 x <i>I. platycephalus</i> 19 x <i>I. variegatus</i>										

VII-9: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Perca fluviatilis* aus dem Malchiner See. a: außen Au: Augen, D: Darm, Fl: Flossen, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, Ki: Kiemen, L: Larve/Larven, Leber, LG: Lebergewicht, M: Magen, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, Pl: Pylorus, Sb: Schwimmblase, S: Schuppen, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	M	Ms	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	14,0	1	06.10.2011	19.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI				
SL [cm]	11,5			<i>Bunodera luciopercae</i>			2		Teleostei indet. (S)	1	0,003		
TG [g]	27,1			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				3	PLANTAE		0,006		
SG [g]	24,5			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	5								
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	473								
LG [g]	0,288			CESTODA									
GG [g]	1,222			<i>Triaenophorus nodulosus</i>		3							
M voll [g]	0,398			NEMATODA									
M leer [g]	0,207			<i>Camallanus truncatus</i>			1						
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	L	M	Ms	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,0	2	06.10.2011	19.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI				
SL [cm]	15,0			<i>Bunodera luciopercae</i>	2		2		Teleostei indet. (S)	5	0,050		
TG [g]	46,2			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			6		PLANTAE		0,012		
SG [g]	43,0			CESTODA									
G	♀			<i>Triaenophorus nodulosus</i>		4							
LG [g]	0,366			NEMATODA									
GG [g]	0,371			<i>Camallanus lacustris</i>	3		3						
M voll [g]	0,692												
M leer [g]	0,341												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	M	Ms		Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	16,0	3	06.10.2011	19.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI				
SL [cm]	13,5			<i>Bunodera luciopercae</i>		4			Teleostei indet. (S)	2	0,030		
TG [g]	41,6			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			2		PLANTAE		0,037		
SG [g]	37,6			NEMATODA									
G	♀			<i>Camallanus lacustris</i>	5								
LG [g]	0,361												
GG [g]	1,540												
M voll [g]	0,728												
M leer [g]	0,543												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ms		Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	21,0	4	06.10.2011	20.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI				
SL [cm]	18,2			<i>Bunodera luciopercae</i>		7			Teleostei indet. (S)	6	0,015		
TG [g]	129,3			<i>Diplostomum</i> spp.	5				PLANTAE		0,048		
SG [g]	114,1			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			80						
G	♀			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	3								
LG [g]	1,68			<i>Tylodelphys clavata</i>	45								
GG [g]	1,661			NEMATODA									
M voll [g]	1,646			<i>Camallanus lacustris</i>		9							
M leer [g]	1,498												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	L	Ms	Pl	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	20,5	5	06.10.2011	20.02.2015	DIGENEA						TELEOSTEI		
SL [cm]	17,5			<i>Azygia lucii</i> *			1				Teleostei indet. (S)	2	0,004
TG [g]	99,2			<i>Bunodera luciopercae</i>		1					PLANTAE		0,280
SG [g]	89,4			<i>Diplostomum</i> spp.	7								
G	♀			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					3				
LG [g]	1,003			<i>Tylodelphys clavata</i>	98								
GG [g]	4,356			CESTODA									
M voll [g]	1,277			<i>Triaenophorus nodulosus</i>					3				
M leer [g]	1,230			NEMATODA									
Bemerkung: *verlässt aktiv den Wirt, deshalb in Kiemen													
				<i>Camallanus lacustris</i>		8				4			
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	M	Ms	Pl	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	17,1	6	06.10.2011	20.02.2015	DIGENEA						PLANTAE		0,002
SL [cm]	15,0			<i>Azygia lucii</i>		1		1					
TG [g]	53,7			<i>Bunodera luciopercae</i>		1				2			
SG [g]	48,6			<i>Diplostomum</i> spp.	1								
G	♀			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					4				
LG [g]	0,687			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1								
GG [g]	2,298			<i>Tylodelphys clavata</i>	79								
M voll [g]	0,750			CESTODA									
M leer [g]	0,633			<i>Triaenophorus nodulosus</i>			1						
Bemerkung:													
				<i>Camallanus lacustris</i>		3				3			

<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	L			Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	14,0	7	06.10.2011	24.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI			
SL [cm]	12,0			<i>Bunodera luciopercae</i>	3				Teleostei indet. (S)	2	0,001	
TG [g]	24,4			CESTODA					PLANTAE		0,007	
SG [g]	22,2			<i>Triaenophorus nodulosus</i>		3						
G	♀											
LG [g]	0,181											
GG [g]	0,904											
M voll [g]	0,268											
M leer [g]	0,208											
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	17,0	8	06.10.2011	24.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI			
SL [cm]	14,5			<i>Bunodera luciopercae</i>		3			Teleostei indet. (S)	2	0,001	
TG [g]	46,8			<i>Diplostomum</i> spp.	7							
SG [g]	41,6			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				19				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	18							
LG [g]	0,522			CESTODA								
GG [g]	2,559			<i>Triaenophorus nodulosus</i>			1					
M voll [g]	0,474											
M leer [g]	0,413											
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	L	M	Ms	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	15,0	9	06.10.2011	24.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI			
SL [cm]	13,5			<i>Bunodera luciopercae</i>	6				Teleostei indet. (S)	3	0,006	
TG [g]	31,2			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				5	PLANTAE		0,007	
SG [g]	29,3			CESTODA								
G	♀			<i>Triaenophorus nodulosus</i>		10	1					
LG [g]	0,258			NEMATODA								
GG [g]	0,242			<i>Camallanus lacustris</i>	2							
M voll [g]	0,443											
M leer [g]	0,386											
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D			Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	17,2	10	06.10.2011	24.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI			
SL [cm]	15,2			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	3				Teleostei indet.	1	0,050	
TG [g]	59,0			<i>Tylodelphys clavata</i>	2				(Fischknochen)			
SG [g]	51,2			ACANTHOCEPHALA								
G	♀			<i>Acanthocephala lucii</i>		2						
LG [g]	0,867											
GG [g]	2,644											
M voll [g]	0,747											
M leer [g]	0,483											
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	Ms	Pl	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	16,5	11	06.10.2011	24.02.2015	DIGENEA					TELEOSTEI		
SL [cm]	14,0			<i>Bunodera luciopercae</i>					3	Teleostei indet. (S)	2	0,002
TG [g]	35,0			<i>Diplostomum</i> spp.	3					PLANTAE		0,055
SG [g]	33,0			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				5				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	7							
LG [g]	0,239			CESTODA								
GG [g]	1,372			<i>Triaenophorus nodulosus</i>			1					
M voll [g]	0,543			NEMATODA								
M leer [g]	0,544			<i>Camallanus lacustris</i>		4						
Bemerkung:												
				ACANTHOCEPHALA								
				<i>Acanthocephala lucii</i>		2						
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	M	Ms	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	14,8	12	06.10.2011	24.02.2015	DIGENEA					TELEOSTEI		
SL [cm]	12,6			<i>Bunodera luciopercae</i>		3		1		Teleostei indet. (S)	1	0,001
TG [g]	29,3			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					2	PLANTAE		0,031
SG [g]	26,1			<i>Tylodelphys clavata</i>	7							
G	♀			CESTODA								
LG [g]	0,338			<i>Triaenophorus nodulosus</i>			8					
GG [g]	1,371			NEMATODA								
M voll [g]	0,404			<i>Camallanus lacustris</i>		1						
M leer [g]	0,355											
Bemerkung:												

<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ms	Pl	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	15,5	13	06.10.2011	25.02.2015	DIGENEA								
SL [cm]	13,4			<i>Bunodera luciopercae</i>				3					
TG [g]	35,6			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			1						
SG [g]	32,1			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	3								
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	4								
LG [g]	0,308			ACANTHOCEPHALA									
GG [g]	1,314			<i>Acanthocephala lucii</i>		1							
M voll [g]	0,289												
M leer [g]	0,246												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms	Pl	Sb	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	16,2	14	06.10.2011	25.02.2015	DIGENEA								
SL [cm]	14,5			<i>Bunodera luciopercae</i>				1					
TG [g]	36,9			<i>Diplostomum</i> spp.	6								
SG [g]	33,4			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					53				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	6								
LG [g]	0,461			CESTODA									
GG [g]	1,8			<i>Triaenophorus nodulosus</i>		2							
M voll [g]	0,355												
M leer [g]	0,281												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ms	Pl	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	18,2	15	06.10.2011	25.02.2015	DIGENEA					TELEOSTEI			
SL [cm]	16,5			<i>Bunodera luciopercae</i>		2		17		Teleostei indet. (S)	2	0,007	
TG [g]	46,1			<i>Diplostomum</i> spp.	1								
SG [g]	41,5			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			11						
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	3								
LG [g]	0,508			CESTODA									
GG [g]	2,047			<i>Proteocephalus percae</i>				2					
M voll [g]	0,667			NEMATODA									
M leer [g]	0,544			<i>Camallanus lacustris</i>		4		1					
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	Ms	Pl	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	16,2	16	06.10.2011	25.02.2015	DIGENEA								
SL [cm]	14,0			<i>Bunodera luciopercae</i>					1				
TG [g]	37,8			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				10		26			
SG [g]	33,7			<i>Tylodelphys clavata</i>	3								
G	♀			CESTODA									
LG [g]	0,506			<i>Triaenophorus nodulosus</i>			1						
GG [g]	2,459			NEMATODA									
M voll [g]	0,381			<i>Camallanus lacustris</i>					1				
M leer [g]	0,286			ACANTHOCEPHALA									
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	L	Ms	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	16,4	17	06.10.2011	25.02.2015	DIGENEA						TELEOSTEI		
SL [cm]	14,5			<i>Bunodera luciopercae</i>		2					Teleostei indet. (S)	4	0,002
TG [g]	44,8			<i>Diplostomum</i> spp.	4						PLANTAE		0,042
SG [g]	39,5			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					3	10			
G	♀			MONOGENEA									
LG [g]	0,518			<i>Ancyrocephalus percae</i>			1						
GG [g]	2,521			CESTODA									
M voll [g]	0,377			<i>Triaenophorus nodulosus</i>					1				
M leer [g]	0,349			ACANTHOCEPHALA									
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	L	Ms	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	15,5	18	06.10.2011	25.02.2015	DIGENEA						CRUSTACEA		
SL [cm]	13,8			<i>Bunodera luciopercae</i>		4					Copepoda indet.	1	<0,001
TG [g]	38,5			<i>Diplostomum</i> spp.	3						TELEOSTEI		
SG [g]	34,7			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					3		Teleostei indet. (S)	3	0,004
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	20						PLANTAE		0,020
LG [g]	0,355			MONOGENEA									
GG [g]	1,233			<i>Ancyrocephalus percae</i>			1						
M voll [g]	0,734			CESTODA									
M leer [g]	0,620			<i>Triaenophorus nodulosus</i>					1				
Bemerkung:													
NEMATODA													
<i>Camallanus lacustris</i>													
CRUSTACEA													
<i>Argulus foliaceus</i>													
1													

<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	M s	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	/	19	06.10.2011	26.02.2015	DIGENEA				TELEOSTEI			
SL [cm]	14,2			<i>Bunodera luciopercae</i>		4			Teleostei indet. (S)	1	0,001	
TG [g]	34,5			<i>Diplostomum</i> spp.	4				PLANTAE		0,031	
SG [g]	30,8			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			5	20				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	5							
LG [g]	0,34											
GG [g]	1,805											
M voll [g]	0,263											
M leer [g]	0,208											
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	M s	PI	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	14,8	20	06.10.2011	26.02.2015	DIGENEA					TELEOSTEI		
SL [cm]	13,3			<i>Bunodera luciopercae</i>		2			1	Teleostei indet. (S)	6	0,022
TG [g]	35,4			<i>Diplostomum</i> spp.	1					PLANTAE		0,011
SG [g]	33,5			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				2				
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	183							
LG [g]	0,214			CESTODA								
GG [g]	0,197			<i>Trienophorus nodulosus</i>			1					
M voll [g]	0,471			NEMATODA								
M leer [g]	0,387			<i>Camallanus lacustris</i>		4			2			
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	M s	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	21	06.10.2011	26.02.2015	DIGENEA					PLANTAE		0,025
SL [cm]	15,8			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			10	8				
TG [g]	58,9			<i>Tylodelphys clavata</i>	21							
SG [g]	53,2			NEMATODA								
G	♀			<i>Camallanus lacustris</i>		3						
LG [g]	0,549											
GG [g]	2,627											
M voll [g]	0,797											
M leer [g]	0,697											
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	M s	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	14,9	22	06.10.2011	27.02.2015	DIGENEA					TELEOSTEI		
SL [cm]	12,8			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>				2		Teleostei indet.(S)	3	0,001
TG [g]	34,1			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	2					PLANTAE		0,017
SG [g]	28,4			<i>Tylodelphys clavata</i>	450							
G	♂			CESTODA								
LG [g]	0,358			<i>Trienophorus nodulosus</i>			5					
GG [g]	3,327			ACANTHOCEPHALA								
M voll [g]	0,214			<i>Acanthocephala lucii</i>		1						
M leer [g]	0,201											
Bemerkung:												
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	PI	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	/	23	06.10.2011	27.02.2015	DIGENEA							
SL [cm]	17,5			<i>Bunodera luciopercae</i>		1		2				
TG [g]	92,0			<i>Diplostomum</i> spp.	12							
SG [g]	81,1			<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			1		8			
G	♀			<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>	1							
LG [g]	1,018			<i>Tylodelphys clavata</i>	49							
GG [g]	5,744			NEMATODA								
M voll [g]	1,171			<i>Camallanus lacustris</i>		10		2				
M leer [g]	1,050			CRUSTACEA								
Bemerkung:												
<i>Ergasilus sieboldi</i>												
</												

<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	L	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]			
TL [cm]	13,0	26	06.10.2011	02.03.2015	DIGENEA			INSECTA					
SL [cm]	11,5				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		14	Insecta indet. (L)	19	0,017			
TG [g]	16,7				CESTODA								
SG [g]	15,2				<i>Trianenophorus nodulosus</i>		6						
G	♀				NEMATODA								
LG [g]	0,129				<i>Camallanus lacustris</i>		1						
GG [g]	0,265												
M voll [g]	0,262												
M leer [g]	0,199												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Ki	L	Pl	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	17,3	27	06.10.2011	02.03.2015	DIGENEA						PLANTAE		0,020
SL [cm]	15,0				<i>Diplostomum</i> spp.		5						
TG [g]	56,3				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					28			
SG [g]	50,9				<i>Tylodelphys clavata</i>		16						
G	♀				MONOGENEA								
LG [g]	0,736				<i>Ancyrocephalus percae</i>			1					
GG [g]	2,127				CESTODA								
M voll [g]	0,577				<i>Trianenophorus nodulosus</i>					6			
M leer [g]	0,551				NEMATODA								
Bemerkung:													
					<i>Camallanus lacustris</i>		1			2			
					ACANTHOCEPHALA								
					<i>Acanthocephala lucii</i>		1						
					CRUSTACEA								
					<i>Ergasilus sieboldi</i>					1			
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	M s	Pl	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,0	28	06.10.2011	02.03.2015	DIGENEA				PLANTAE		0,010		
SL [cm]	15,2				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>		2		26				
TG [g]	49,5				<i>Tylodelphys clavata</i>		72						
SG [g]	43,4				NEMATODA								
G	♀				<i>Camallanus lacustris</i>			3					
LG [g]	0,625												
GG [g]	2,826												
M voll [g]	0,502												
M leer [g]	0,434												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	L	M s	Pl	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	15,3	29	06.10.2011	03.03.2015	DIGENEA						TELEOSTEI		
SL [cm]	13,4				<i>Bunodera luciopercae</i>		4			1	Teleostei indet. (S)	1	0,002
TG [g]	32,7				<i>Diplostomum</i> spp.		7						
SG [g]	28,6				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>					1	26		
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>		7						
LG [g]	0,432				CESTODA								
GG [g]	1,787				<i>Trianenophorus nodulosus</i>			1					
M voll [g]	0,337												
M leer [g]	0,324												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	M s	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	16,0	30	06.10.2011	03.03.2015	DIGENEA					TELEOSTEI			
SL [cm]	14,0				<i>Diplostomum</i> spp.		1				Teleostei indet. (S)	4	0,009
TG [g]	37,7				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			4		1	38		0,019
SG [g]	34,2				<i>Tylodelphys clavata</i>		3						
G	♀				MONOGENEA								
LG [g]	0,421				<i>Ancyrocephalus percae</i>			1					
GG [g]	1,981				CESTODA								
M voll [g]	0,331				<i>Trianenophorus nodulosus</i>					3			
M leer [g]	0,258												
Bemerkung:													
<i>P. fluviatilis</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	M s	Sb _(a)	Mageninhalt	n	[g]			
TL [cm]	17,3	31	06.10.2011	03.03.2015	DIGENEA			TELEOSTEI					
SL [cm]	14,8				<i>Diplostomum</i> spp.		27			Teleostei indet. (Fl)	1	0,001	
TG [g]	58,1				<i>Ichthyocotylurus variegatus</i>			4	25				0,016
SG [g]	51,1				<i>Posthodiplostomum brevicaudatum</i>		15			PLANTAE			
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>		9						
LG [g]	0,586												
GG [g]	3,939												
M voll [g]	0,578												
M leer [g]	0,441												
Bemerkung:													

[illegible]

VII-10: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Anguilla anguilla* aus dem **Malchiner See**. Au: Augen, D: Darm, G: Geschlecht, g: Gewicht in Gramm, GG: Gonadengewicht, Ki: Kiemen, L: Larve/Larven, LG: Lebergewicht, n: Anzahl, Oe: Oesophagus, Of: Oberfläche, S: Schuppen, Sb: Schwimmblase, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Sb	Mageninhalt	n	[g]			
TL [cm]	46,6	1	06.10.2011	01.12.2014	NEMATODA						
SL [cm]	46,0			<i>Anguillicoloides crassus</i>	7						
TG [g]	238,6										
SG [g]	221,0										
G	♂										
LG [g]	2,282										
GG [g]	0,130										
M voll [g]	3,087										
M leer [g]	2,070										
Bemerkung: am Anfang Schwierigkeiten das Geschlecht zu bestimmen, bzw. die Gonaden zu finden											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	61,0	2	06.10.2011	02.12.2014	CESTODA						
SL [cm]	60,0			<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	2						
TG [g]	380,0			<i>Proteocephalus sagittus</i>	1						
SG [g]	334,5			NEMATODA							
G	/			<i>Anguillicoloides crassus</i>			12				
LG [g]	6,983			<i>Camallanus lacustris</i>	1						
GG [g]	/			ACANTHOCEPHALA							
M voll [g]	7,848			<i>Acanthocephalus lucii</i>	1						
M leer [g]	7,000			CRUSTACEA							
Bemerkung: Blutungen in der Schwimmblase					<i>Ergasilus sieboldi</i>	3					
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Of	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	55,2	3	06.10.2011	02.12.2014	MONOGENEA						
SL [cm]	54,3			<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>		2					
TG [g]	346,9			NEMATODA							
SG [g]	304,0			<i>Anguillicoloides crassus</i>				30			
G	♀			ACANTHOCEPHALA							
LG [g]	5,698			<i>Acanthocephalus lucii</i>	1						
GG [g]	/			HIRUDINEA							
M voll [g]	5,809			<i>Pisciola geometra</i>			1				
M leer [g]	5,116			CRUSTACEA							
Bemerkung:					<i>Ergasilus sieboldi</i>	1					
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	M	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	55,3	4	06.10.2011	02.12.2014	DIGENEA						
SL [cm]	54,2			<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	301,3			MONOGENEA							
SG [g]	276,5			<i>Pseudodactylogyrus bini</i>		1					
G	♀			NEMATODA							
LG [g]	4,168			<i>Anguillicoloides crassus</i>				17			
GG [g]	/			<i>Camallanus lacustris</i>			3				
M voll [g]	4,343			CRUSTACEA							
M leer [g]	3,589			<i>Ergasilus sieboldi</i>		8					
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	53,4	5	06.10.2011	11.12.2014	NEMATODA						
SL [cm]	52,5			<i>Anguillicoloides crassus</i>	10						
TG [g]	260,6			CRUSTACEA							
SG [g]	243,0			<i>Ergasilus sieboldi</i>	5						
G	♀										
LG [g]	2,786										
GG [g]	0,812										
M voll [g]	2,139										
M leer [g]	2,031										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	60,4	6	06.10.2011	12.12.2014	MONOGENEA						
SL [cm]	59,5			<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>	12						
TG [g]	319,1			CESTODA							
SG [g]	285,11			<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	11						
G	♀			<i>Proteocephalus sagittus</i>	16						
LG [g]	4,704			NEMATODA							
GG [g]	0,859			<i>Camallanus lacustris</i>	1						
M voll [g]	6,786			CRUSTACEA							
M leer [g]	6,087			<i>Ergasilus sieboldi</i>	2						
Bemerkung:											

<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	64,0	7	17.10.2011	12.12.2014	MONOGENEA						
SL [cm]	63,0				<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>	6*					
TG [g]	723,2				<i>Pseudodactylogyrus bini</i>	48*					
SG [g]	667,2				CESTODA						
G	♀				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	40					
LG [g]	9,764				NEMATODA						
GG [g]	5,525				<i>Camallanus lacustris</i>	2					
M voll [g]	7,728				CRUSTACEA						
M leer [g]	7,708				<i>Ergasilus sieboldi</i>	2					
Bemerkung: Hochgerechneter Wert, siehe Kapitel 3.5 Material und Methoden											
*Hochgerechnet, da nur von 25 Individuen Präparate angefertigt werden konnten.											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	52,4	8	17.10.2011	12.12.2014	NEMATODA						
SL [cm]	51,8				<i>Anguillicoloides crassus</i>	3					
TG [g]	263,1				CRUSTACEA						
SG [g]	241,2				<i>Ergasilus sieboldi</i>	4					
G	♀										
LG [g]	2,954										
GG [g]	1,324										
M voll [g]	3,407										
M leer [g]	3,223										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	52,5	9	17.10.2011	12.12.2014	CESTODA						
SL [cm]	51,5				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	4					
TG [g]	230,1				<i>Proteocephalus sagittus</i>	2					
SG [g]	207,4				NEMATODA						
G	♀				<i>Anguillicoloides crassus</i>		2				
LG [g]	3,533				CRUSTACEA						
GG [g]	0,278				<i>Ergasilus sieboldi</i>	2					
M voll [g]	4,722										
M leer [g]	5,003										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	59,0	10	06.10.2011	13.12.2014	MONOGENEA						
SL [cm]	58,0				<i>Pseudodactylogyrus anguillae</i>	1					
TG [g]	312,0				CESTODA						
SG [g]	292,7				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	2					
G	♀				<i>Proteocephalus sagittus</i>	6					
LG [g]	3,306				NEMATODA						
GG [g]	1,993				<i>Anguillicoloides crassus</i>		3				
M voll [g]	2,464				CRUSTACEA						
M leer [g]	1,987				<i>Ergasilus sieboldi</i>	8					
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	53,8	11	06.10.2011	13.12.2014	CESTODA						
SL [cm]	52,8				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	4					
TG [g]	307,9				NEMATODA						
SG [g]	279,9				<i>Anguillicoloides crassus</i>		3				
G	♀				CRUSTACEA						
LG [g]	5,441				<i>Ergasilus sieboldi</i>	7					
GG [g]	0,814										
M voll [g]	5,970										
M leer [g]	5,298										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	M	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	56,0	12	17.10.2011	15.12.2014	DIGENEA						
SL [cm]	55,5				<i>Azygia lucii</i>	1					
TG [g]	280,7				<i>Diplostomum</i> spp.	1					
SG [g]	255,7				NEMATODA						
G	♀				<i>Anguillicoloides crassus</i>		5				
LG [g]	2,883										
GG [g]	0,959										
M voll [g]	2,502										
M leer [g]	2,366										
Bemerkung:											

<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	56,3	13	17.10.2011	15.12.2014	MONOGENEA						
SL [cm]	55,5				<i>Pseudodactylogyrus bini</i>	3					
TG [g]	367,4				CESTODA						
SG [g]	330,1				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	2					
G	♀				<i>Proteocephalus sagittus</i>	1					
LG [g]	5,734										
GG [g]	0,928										
M voll [g]	5,147										
M leer [g]	5,041										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Sb	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	54,4	14	17.10.2011	15.12.2014	DIGENEA						
SL [cm]	53,3				<i>Azygia lucii</i>	1					
TG [g]	264,9				CESTODA						
SG [g]	235,7				<i>Bothriocephalus claviceps</i>	3					
G	♀				<i>Proteocephalus sagittus</i>	8					
LG [g]	4,156				NEMATODA						
GG [g]	0,789				<i>Anguillicoloides crassus</i>	10					
M voll [g]	3,486										
M leer [g]	3,018										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	61,5	15	17.10.2011	16.12.2014	MONOGENEA						
SL [cm]	60,5				<i>Pseudodactylogyrus bini</i>	1					
TG [g]	368,2				CESTODA						
SG [g]	338,1				<i>Bothriocephalus claviceps</i>	2					
G	♀				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	7					
LG [g]	5,774				NEMATODA						
GG [g]	/				<i>Camallanus lacustris</i>	2					
M voll [g]	5,814				CRUSTACEA						
M leer [g]	5,257				<i>Ergasilus sieboldi</i>	5					
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	M	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	50,0	16	17.10.2011	16.12.2014	DIGENEA				TELEOSTEI		
SL [cm]	49,0				<i>Azygia lucii</i>		2		Teleostei indet. (S)	5	0,157
TG [g]	323,1				CESTODA						
SG [g]	290,4				<i>Bothriocephalus claviceps</i>	3					
G	♀				NEMATODA						
LG [g]	6,052				<i>Anguillicoloides crassus</i>			2			
GG [g]	0,898				<i>Camallanus lacustris</i>	2					
M voll [g]	5,478				CRUSTACEA						
M leer [g]	5,169				<i>Ergasilus sieboldi</i>	3					
Bemerkung: 17,3 cm lang											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	59,0	17	17.10.2011	17.12.2014	CESTODA						
SL [cm]	58,0				<i>Bothriocephalus claviceps</i>	5					
TG [g]	296,1				CRUSTACEA						
SG [g]	267,0				<i>Ergasilus sieboldi</i>	1					
G	♀										
LG [g]	5,629										
GG [g]	0,876										
M voll [g]	6,570										
M leer [g]	5,276										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]		
TL [cm]	51,9	18	17.10.2011	17.12.2014	NEMATODA						
SL [cm]	50,6				<i>Anguillicoloides crassus</i>	3					
TG [g]	218,8				CRUSTACEA						
SG [g]	202,0				<i>Ergasilus sieboldi</i>	4					
G	♀										
LG [g]	3,150										
GG [g]	0,870										
M voll [g]	2,566										
M leer [g]	2,499										
Bemerkung:											

<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	M	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	71,0	19	17.10.2011	17.12.2014	DIGENEA							
SL [cm]	69,5				<i>Azygia lucii</i>			2				
TG [g]	534,7				MONOGENEA							
SG [g]	487,4				<i>Pseudodactylogyrus bini</i>		8					
G	♀				CESTODA							
LG [g]	9,326				<i>Bothriocephalus claviceps</i>	1						
GG [g]	2,104				<i>Proteocephalus sagittus</i>	2						
M voll [g]	6,847				NEMATODA							
M leer [g]	6,311				<i>Anguillicoloides crassus</i>				7			
Bemerkung:					<i>Camallanus lacustris</i>	3						
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Oe	Sb		Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	52,5	20	06.10.2011	18.12.2014	CESTODA							
SL [cm]	51,8				<i>Bothriocephalus claviceps</i>	1						
TG [g]	283,2				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	2						
SG [g]	258,2				NEMATODA							
G	♀				<i>Anguillicoloides crassus</i>			1	12			
LG [g]	3,510											
GG [g]	0,805											
M voll [g]	2,765											
M leer [g]	2,641											
Bemerkung:					<i>A. crassus</i> auch im Oesophagus							
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Sb				Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	66,5	21	17.10.2011	18.12.2014	NEMATODA							
SL [cm]	65,2				<i>Anguillicoloides crassus</i>	27						
TG [g]	391,3											
SG [g]	368,8											
G	♀											
LG [g]	3,304											
GG [g]	5,332											
M voll [g]	1,320											
M leer [g]	1,088											
Bemerkung:												
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	M	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	55,4	22	17.10.2011	18.12.2014	DIGENEA							
SL [cm]	54,0				<i>Azygia lucii</i>			2				
TG [g]	236,3				CESTODA							
SG [g]	215,9				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	3						
G	♀				NEMATODA							
LG [g]	2,827				<i>Anguillicoloides crassus</i>				5			
GG [g]	0,720				CRUSTACEA							
M voll [g]	4,587				<i>Ergasilus sieboldi</i>		2					
M leer [g]	4,492											
Bemerkung:												
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	M	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	57,0	23	17.10.2011	18.12.2014	DIGENEA							
SL [cm]	56,0				<i>Azygia lucii</i>			1				
TG [g]	285,9				CESTODA							
SG [g]	252,7				<i>Proteocephalus sagittus</i>	1						
G	♀				NEMATODA							
LG [g]	6,136				<i>Camallanus lacustris</i>	1						
GG [g]	0,855				CRUSTACEA							
M voll [g]	3,561				<i>Ergasilus sieboldi</i>		3					
M leer [g]	3,125											
Bemerkung:												
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	M	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	46,0	24	06.10.2011	19.12.2014	DIGENEA							
SL [cm]	45,5				<i>Azygia lucii</i>			3				
TG [g]	183,2				MONOGENEA							
SG [g]	164,1				<i>Pseudodactylogyrus bini</i>		50					
G	♀				CESTODA							
LG [g]	3,390				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	2						
GG [g]	0,438				NEMATODA							
M voll [g]	4,047				<i>Anguillicoloides crassus</i>				1			
M leer [g]	3,058				<i>Camallanus lacustris</i>	4						
Bemerkung:					CRUSTACEA							
					<i>Ergasilus sieboldi</i>		1					

<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	64,5	25	17.10.2011	19.12.2014	NEMATODA						
SL [cm]	63,8				<i>Anguillicoloides crassus</i>	1					
TG [g]	456,8				CRUSTACEA						
SG [g]	429,4				<i>Ergasilus sieboldi</i>	1					
G	♀										
LG [g]	3,852										
GG [g]	2,037										
M voll [g]	4,268										
M leer [g]	3,215										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Mageninhalt	n	[g]	
TL [cm]	49,1	26	17.10.2011	19.12.2014	MONOGENEA						
SL [cm]	48,2				<i>Pseudodactylogyrus bini</i>	10					
TG [g]	187,5				CESTODA						
SG [g]	174,0				<i>Bothriocephalus claviceps</i>	1					
G	♀				NEMATODA						
LG [g]	2,459				<i>Camallanus lacustris</i>	1					
GG [g]	0,572				<i>Camallanus truncatus</i>	1					
M voll [g]	1,933				CRUSTACEA						
M leer [g]	1,849				<i>Ergasilus sieboldi</i>	5					
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	49,5	27	06.10.2011	22.12.2014	CESTODA						
SL [cm]	48,8				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	2					
TG [g]	238,4				NEMATODA						
SG [g]	220,7				<i>Anguillicoloides crassus</i>			7			
G	♀				CRUSTACEA						
LG [g]	2,095				<i>Ergasilus sieboldi</i>	12					
GG [g]	0,751										
M voll [g]	2,516										
M leer [g]	1,931										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	58,9	28	06.10.2011	22.12.2014	CESTODA						
SL [cm]	57,9				<i>Proteocephalus macrocephalus</i>	2					
TG [g]	301,6				<i>Proteocephalus sagittus</i>	1					
SG [g]	285,8				NEMATODA						
G	♀				<i>Anguillicoloides crassus</i>			3			
LG [g]	6,850				CRUSTACEA						
GG [g]	0,978				<i>Ergasilus sieboldi</i>	7					
M voll [g]	3,005										
M leer [g]	2,579										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	49,0	29	06.10.2011	22.12.2014	NEMATODA				INSECTA		
SL [cm]	48,3				<i>Anguillicoloides crassus</i>	6			Insecta indet. (L.)	17	0,084
TG [g]	189,0								PLANTAE		0,127
SG [g]	177,2										
G	♀										
LG [g]	1,836										
GG [g]	/										
M voll [g]	2,344										
M leer [g]	1,883										
Bemerkung:											
<i>A. anguilla</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	D	Ki	Sb	Mageninhalt	n	[g]
TL [cm]	57,6	30	06.10.2011	23.12.2014	CESTODA						
SL [cm]	56,8				<i>Proteocephalus sagittus</i>	3					
TG [g]	320,2				NEMATODA						
SG [g]	296,7				<i>Anguillicoloides crassus</i>			5			
G	♀				CRUSTACEA						
LG [g]	4,119				<i>Ergasilus sieboldi</i>	5					
GG [g]	0,187										
M voll [g]	1,996										
M leer [g]	1,824										
Bemerkung:											

VII-11: Rohdaten der parasitologischen, nahrungsökologischen und fischereibiologischen Untersuchung von *Rutilus rutilus* aus dem **Hohen Sprenger See**. a: außen Au: Augen, D: Darm, G: Geschlecht, Gb: Gallenblase, GG: Gonadengewicht, Ki: Kiemen, L: Leber, LG: Lebergewicht, Ms: Mesenterien, n: Anzahl, SG: Schlachtgewicht, SL: Standardlänge, TG: Totalgewicht, TL: Totallänge, U. datum: Untersuchungsdatum

Bemerkung:

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L			Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	17,6	4	05.12.2014	16.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	7						
TG [g]	51,6				CESTODA							
SG [g]	43,8				<i>Paradilepis scolecina</i>		1					
G	♀											
LG [g]	0,511											
GG [g]	4,773											
M voll [g]	0,286											
M leer [g]	0,208											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	L	Ms	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	17,8	5	05.12.2014	15.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,5				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	46,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	26						
SG [g]	40,2				CESTODA							
G	♂				<i>Paradilepis scolecina</i>		1	1	4			
LG [g]	0,422											
GG [g]	3,452											
M voll [g]	0,294											
M leer [g]	0,185											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au				Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	16,3	6	05.12.2014	16.01.2015	DIGENEA				PLANTAE		0,001	
SL [cm]	13,3				<i>Diplostomum</i> spp.	6						
TG [g]	35,3				<i>Tylodelphys clavata</i>	67						
SG [g]	29,8											
G	♀											
LG [g]	0,377											
GG [g]	2,737											
M voll [g]	0,338											
M leer [g]	0,197											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Gb	Ki	L		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	16,0	7	05.12.2014	16.01.2015	MONOGENEA				MOLLUSCA			
SL [cm]	13,0				<i>Paradiplozoon homoion</i>	1			Bivalvia indet.	1	0,003	
TG [g]	35,3				CESTODA							
SG [g]	29,3				<i>Paradilepis scolecina</i>	2	3					
G	♀											
LG [g]	0,207											
GG [g]	3,769											
M voll [g]	0,347											
M leer [g]	0,092											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,5	8	05.12.2014	15.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	13,4				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	37,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	4						
SG [g]	31,6				MONOGENEA							
G	♀				<i>Paradiplozoon homoion</i>		5					
LG [g]	0,231				CESTODA							
GG [g]	3,532				<i>Paradilepis scolecina</i>			3	4			
M voll [g]	0,428				NEMATODA							
M leer [g]	0,319				<i>Contracaecum micropapillatum</i>	1						
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	18,3	9	05.12.2014	15.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,8				<i>Tylodelphys clavata</i>	4						
TG [g]	50,6				CESTODA							
SG [g]	42,8				<i>Paradilepis scolecina</i>		5	4				
G	♀											
LG [g]	0,401											
GG [g]	4,819											
M voll [g]	0,364											
M leer [g]	0,166											
Bemerkung:												

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	10	05.12.2014	15.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	38						
TG [g]	52,6				MONOGENEA							
SG [g]	46,5				<i>Paradiplozoon homoion</i>			2				
G	♂				CESTODA							
LG [g]	0,552				<i>Paradilepis scolecina</i>	11		6	11			
GG [g]	2,901				NEMATODA							
M voll [g]	0,364				<i>Contracaecum micropapillatum</i> *			1				
M leer [g]	0,221											
Bemerkung: *encystiert, aufliegend												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,5	11	05.12.2014	15.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	13,0				<i>Tylodelphys clavata</i>	8						
TG [g]	42,0				CESTODA							
SG [g]	32,0				<i>Paradilepis scolecina</i>		3	1				
G	♀											
LG [g]	0,211											
GG [g]	1,547											
M voll [g]	0,317											
M leer [g]	0,238											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D	Gb	L		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,0	12	05.12.2014	13.01.2015	DIGENEA					PLANTAE	0,078	
SL [cm]	13,8				<i>Diplostomum</i> spp.	5						
TG [g]	40,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	6						
SG [g]	34,3				CESTODA							
G	♀				<i>Paradilepis scolecina</i>		14	3	1			
LG [g]	0,164											
GG [g]	3,715											
M voll [g]	0,462											
M leer [g]	0,051											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,6	13	05.12.2014	06.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	13,0				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	43,7				<i>Tylodelphys clavata</i>	9						
SG [g]	37,4				MONOGENEA							
G	♀				<i>Paradiplozoon homoion</i>			1				
LG [g]	0,330				CESTODA							
GG [g]	3,802				<i>Paradilepis scolecina</i>	7		1	4			
M voll [g]	0,321											
M leer [g]	0,188											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,4	14	05.12.2014	16.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	13,4				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	37,8				<i>Tylodelphys clavata</i>	2						
SG [g]	32,5				MONOGENEA							
G	♀				<i>Paradiplozoon homoion</i>			1				
LG [g]	0,300				CESTODA							
GG [g]	3,145				<i>Paradilepis scolecina</i>	2		3				
M voll [g]	0,196				BIVALVIA							
M leer [g]	0,150				Unionoidae indet.			1				
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,6	15	05.12.2014	06.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,3				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	47,6				<i>Tylodelphys clavata</i>	7						
SG [g]	41,1				CESTODA							
G	♀				<i>Paradilepis scolecina</i>		1	1	6	8		
LG [g]	0,147											
GG [g]	4,454											
M voll [g]	0,415											
M leer [g]	0,246											
Bemerkung:												

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	15,0	16	05.12.2014	06.01.2015	DIGENEA							<0,001
SL [cm]	12,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	3						
TG [g]	29,2				MONOGENEA							
SG [g]	25,6				<i>Paradiplozoon homoion</i>			1				
G	♂				CESTODA							
LG [g]	0,239				<i>Paradilepis scolecina</i>	1		2	1			
GG [g]	1,801											
M voll [g]	0,184											
M leer [g]	0,079											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,0	17	05.12.2014	16.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	13,0				<i>Tylodelphys clavata</i>	5						
TG [g]	34,9				CESTODA							
SG [g]	29,9				<i>Paradilepis scolecina</i>		4	6				
G	♀											
LG [g]	0,247											
GG [g]	2,791											
M voll [g]	0,260											
M leer [g]	0,164											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	L	Ms		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	15,5	18	05.12.2014	13.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	12,8				<i>Tylodelphys clavata</i>	11						
TG [g]	36,7				CESTODA							
SG [g]	31,4				<i>Paradilepis scolecina</i>		3	6	5			
G	♀											
LG [g]	0,359											
GG [g]	3,041											
M voll [g]	0,271											
M leer [g]	0,151											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	16,6	19	05.12.2014	13.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	13,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	14						
TG [g]	39,3				MONOGENEA							
SG [g]	33,8				<i>Paradiplozoon homoion</i>			3				
G	♀				CESTODA							
LG [g]	0,354				<i>Paradilepis scolecina</i>		5		3	6		
GG [g]	2,883				BIVALVIA							
M voll [g]	0,196				Unionoidae indet.			1				
M leer [g]	0,108											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Gb	Ki		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,0	20	05.12.2014	13.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,0				<i>Tylodelphys clavata</i>	8						
TG [g]	45,3				MONOGENEA							
SG [g]	39,9				<i>Paradiplozoon homoion</i>				4			
G	♂				CESTODA							
LG [g]	0,157				<i>Paradilepis scolecina</i>		1	4				
GG [g]	2,241											
M voll [g]	0,435											
M leer [g]	0,210											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	18,0	21	05.12.2014	12.01.2015	DIGENEA							
SL [cm]	14,5				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	54,1				<i>Tylodelphys clavata</i>	14						
SG [g]	47,2				CESTODA							
G	♂				<i>Paradilepis scolecina</i>		6	4				
LG [g]	0,325											
GG [g]	2,972											
M voll [g]	0,499											
M leer [g]	0,210											
Bemerkung:												

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,2	22	05.12.2014	12.01.2015	DIGENEA								
SL [cm]	14,0				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	1							
TG [g]	53,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	11							
SG [g]	44,8												
G	♀												
LG [g]	0,415												
GG [g]	5,468												
M voll [g]	0,516												
M leer [g]	0,263												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	16,5	23	05.12.2014	12.01.2015	DIGENEA								
SL [cm]	13,5				<i>Diplostomum</i> spp.	1							
TG [g]	37,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	6							
SG [g]	31,8				CESTODA								
G	♀				<i>Paradilepis scolecina</i>	1	7						
LG [g]	0,235												
GG [g]	3,579												
M voll [g]	0,370												
M leer [g]	0,177												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	18,0	24	05.12.2014	12.01.2015	DIGENEA								
SL [cm]	14,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	35							
TG [g]	46,0				CESTODA								
SG [g]	39,4				<i>Paradilepis scolecina</i>	8	2						
G	♀												
LG [g]	0,459												
GG [g]	3,716												
M voll [g]	0,401												
M leer [g]	0,293												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Gb	Ki	L	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	17,0	25	05.12.2014	13.01.2015	CILIOPHORA						PLANTAE	<0,001	
SL [cm]	14,3				<i>Trichodina</i> spp.			2					
TG [g]	46,1				DIGENEA								
SG [g]	38,6				<i>Diplostomum</i> spp.	2							
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	11							
LG [g]	0,459				MONOGENEA								
GG [g]	4,574				<i>Paradiplozoon homoion</i>			1					
M voll [g]	0,337				CESTODA								
M leer [g]	0,175				<i>Paradilepis scolecina</i>		5	8	7	5			
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Ms		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	20,5	26	05.12.2014	13.01.2015	CILIOPHORA								
SL [cm]	17,0				<i>Trichodina</i> sp.	1							
TG [g]	87,6				DIGENEA								
SG [g]	73,7				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	1							
G	♀				<i>Tylodelphys clavata</i>	33							
LG [g]	0,785				MONOGENEA								
GG [g]	8,994				<i>Paradiplozoon homoion</i>	1							
M voll [g]	0,634				CESTODA								
M leer [g]	0,363				<i>Paradilepis scolecina</i>		4	5					
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	L	Ms		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	17,4	27	05.12.2014	06.01.2015	DIGENEA				PLANTAE		0,008		
SL [cm]	14,1				<i>Tylodelphys clavata</i>	8							
TG [g]	50,7				CESTODA								
SG [g]	43,0				<i>Paradilepis scolecina</i>	22	8						
G	♀												
LG [g]	0,565												
GG [g]	4,889												
M voll [g]	0,440												
M leer [g]	0,212												
Bemerkung:													

[illegible]

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au/Au _(a)	Mk	Op	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	14,4	1	06.04.2013	09.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	11,6				<i>Diplostomum</i> spp.	34					
TG [g]	24,8				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>	1	16	1			
SG [g]	20,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	67					
G	♂										
LG [g]	0,338										
GG [g]	1,999										
D voll [g]	0,193										
D leer [g]	0,118										
Bemerkung:											
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,8	2	06.04.2013	09.04.2013	DIGENEA				MOLLUSCA		
SL [cm]	10				<i>Diplostomum</i> spp.	26			Bivalvia indet.	1	<0,001
TG [g]	19,1				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			13			
SG [g]	15				<i>Tylodelphys clavata</i>	87					
G	♀				MONOGENEA						
LG [g]	0,290				<i>Dactylogyrus sphyrna</i>			1			
GG [g]	2,049				NEMATODA						
D voll [g]	0,473				<i>Contracaecum microcephalum</i>		1				
D leer [g]	0,180										
Bemerkung: Granulome Gastropoda im Darm											
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	3	06.04.2013	09.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	10,1				<i>Diplostomum</i> spp.	3					
TG [g]	14,6				<i>Tylodelphys clavata</i>	13					
SG [g]	/				MONOGENEA						
G	♀				<i>Dactylogyrus nanus</i>		1				
LG [g]	/				<i>Dactylogyrus sphyrna</i>		9				
GG [g]	0,090										
D voll [g]	0,273										
D leer [g]	0,140										
Bemerkung:											

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	11,9	4	06.04.2013	09.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	9,6				<i>Diplostomum</i> spp.	16					
TG [g]	14,8				<i>Tylodelphys clavata</i>	34					
SG [g]	12,4				MONOGENEA						
G	♂				<i>Dactylogyrus sphyrna</i>		1				
LG [g]	0,210 €										
GG [g]	0,773										
D voll [g]	0,284										
D leer [g]	0,093										
Bemerkung:											
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Gb	Ms	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	5	06.04.2013	10.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	10,6				<i>Diplostomum</i> spp.	6					
TG [g]	18,1				<i>Tylodelphys clavata</i>	45					
SG [g]	16,1				CESTODA						
G	♀				<i>Paradilepis scolecina</i>		1	1	1		
LG [g]	0,206										
GG [g]	0,161										
D voll [g]	0,196										
D leer [g]	0,145										
Bemerkung:											
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Lh	Of		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	6	06.04.2013	10.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	9,2				<i>Diplostomum</i> spp.	6					
TG [g]	11,9				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		7				
SG [g]	/				<i>Tylodelphys clavata</i>	49					
G	♀				NEMATODA						
LG [g]	0,236				<i>Philometra ovata</i>		1				
GG [g]	0,151										
D voll [g]	0,252										
D leer [g]	0,185										
Bemerkung:											
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Lh	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	7	06.04.2013	10.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	11,4				<i>Diplostomum</i> spp.	2					
TG [g]	25,2				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			13			
SG [g]	21				<i>Tylodelphys clavata</i>	251					
G	♂				MONOGENEA						
LG [g]	0,375				<i>Dactylogyrus sphyrna</i>		2				
GG [g]	2,218				NEMATODA						
D voll [g]	0,216				<i>Philometra ovata</i>			1			
D leer [g]	0,141										
Bemerkung:											
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	8	06.04.2013	10.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	10,2				<i>Diplostomum</i> spp.	3					
TG [g]	14,6				<i>Tylodelphys clavata</i>	13					
SG [g]	12,5				MONOGENEA						
G	♂				<i>Dactylogyrus sphyrna</i>		2				
LG [g]	0,147				BIVALVIA						
GG [g]	0,896				Unionoidae indet.		1				
D voll [g]	0,239										
D leer [g]	0,102										
Bemerkung:											
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	9	06.04.2013	10.04.2013	DIGENEA						
SL [cm]	9,0				<i>Diplostomum</i> spp.	7					
TG [g]	11,6				<i>Tylodelphys clavata</i>	27					</

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	/	10	06.04.2013	10.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	9,6			<i>Diplostomum</i> spp.	9								
TG [g]	14,4			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1		5				
SG [g]	12,3			<i>Tylodelphys clavata</i>	2								
G	♂			MONOGENEA									
LG [g]	0,099			<i>Dactylogyrus crucifer</i>			2						
GG [g]	1,036			CESTODA									
D voll [g]	0,182			<i>Paradilepis scolecina</i>		1							
D leer [g]	0,072			NEMATODA									
Bemerkung: Granulome				<i>Contracaecum microcephalum</i>				1					
				<i>Contracaecum micropapillatum</i>				1					
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of				Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	/	11	06.04.2013	11.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	10,2			<i>Diplostomum</i> spp.	7								
TG [g]	22,4			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1							
SG [g]	18,7			<i>Tylodelphys clavata</i>	6								
G	♂												
LG [g]	0,250												
GG [g]	1,628												
D voll [g]	0,211												
D leer [g]	0,125												
Bemerkung: Granulome													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Ki	Of		Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	11,4	12	06.04.2013	11.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	9,0			<i>Bucephalus polymorphus</i>			1						
TG [g]	12,3			<i>Diplostomum</i> spp.	4								
SG [g]	10,5			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				5					
G	♂			<i>Tylodelphys clavata</i>	29								
LG [g]	0,106			MONOGENEA									
GG [g]	0,753			<i>Dactylogyrus sphyrna</i>			3						
D voll [g]	0,244			NEMATODA									
D leer [g]	0,090			<i>Contracaecum microcephalum</i>		1							
Bemerkung:				CRUSTACEA									
				<i>Ergasilus sieboldi</i>			1						
				BIVALVIA									
				Unionoidae indet.			1						
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	D _(a)	Gb	Ki	L	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	13	06.04.2013	11.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	13,0			<i>Diplostomum</i> spp.	33								
TG [g]	36,2			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>						5			
SG [g]	32,8			<i>Tylodelphys clavata</i>	90								
G	♀			MONOGENEA									
LG [g]	0,632			<i>Dactylogyrus fallax</i>					3				
GG [g]	0,345			<i>Paradiplozoon homoion</i>					1				
D voll [g]	0,434			CESTODA									
D leer [g]	0,245			<i>Paradilepis scolecina</i>		3	5			1			
Bemerkung: *encystiert, aufliegend. Blutungen im Enddarm, Stein in der Leber eingeschlossen				NEMATODA									
				<i>Contracaecum micropapillatum</i> *						1			
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of			Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	12,4	14	06.04.2013	11.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	10,0			<i>Diplostomum</i> spp.	8								
TG [g]	17,9			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2						
SG [g]	15,7			<i>Tylodelphys clavata</i>	30								
G	♂			MONOGENEA									
LG [g]	0,207			<i>Dactylogyrus crucifer</i>		1							
GG [g]	0,209												
D voll [g]	0,345												
D leer [g]	0,131												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	L	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]	
TL [cm]	/	15	06.04.2013	11.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	12,2			<i>Diplostomum</i> spp.	24								
TG [g]	29,4			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>					13				
SG [g]	22,5			MONOGENEA									
G	♀			<i>Dactylogyrus sphyrna</i>		9							
LG [g]	0,328			CESTODA									
GG [g]	4,480			<i>Paradilepis scolecina</i>			1	4					
D voll [g]	0,433												
D leer [g]	0,155												
Bemerkung:													

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of		Darminhalt	n	[g]			
TL [cm]	/	16	06.04.2013	11.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	9,2			<i>Diplostomum</i> spp.	5								
TG [g]	13,8			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		4							
SG [g]	11,4			<i>Tylodelphys clavata</i>	24								
G	♀												
LG [g]	0,213												
GG [g]	1,270												
D voll [g]	0,204												
D leer [g]	0,050												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of		Darminhalt	n	[g]		
TL [cm]	/	17	06.04.2013	11.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	9,0			<i>Diplostomum</i> spp.	2								
TG [g]	9,4			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2						
SG [g]	8,02			<i>Tylodelphys clavata</i>	63								
G	♂			MONOGENEA									
LG [g]	0,086			<i>Dactylogyrus crucifer</i>		3							
GG [g]	0,697												
D voll [g]	0,111												
D leer [g]	0,807												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Mk	Ms	Of	Op	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	14,5	18	06.04.2013	15.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	11,6			<i>Bucephalus polymorphus</i>			1						
TG [g]	27,1			<i>Diplostomum</i> spp.	4								
SG [g]	21,1			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		3	9		19	3			
G	♀			<i>Tylodelphys clavata</i>	83								
LG [g]	0,210			MONOGENEA									
GG [g]	3,650			<i>Dactylogyrus micracanthus</i>		1							
D voll [g]	0,527			<i>Dactylogyrus nanus</i>		4							
D leer [g]	0,131			<i>Dactylogyrus similis</i>		3							
Bemerkung:													
				NEMATODA									
				<i>Contracaecum micropapillatum</i>					1				
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Mk				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	19	06.04.2013	15.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	11,8			<i>Diplostomum</i> spp.	1								
TG [g]	24,9			<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1						
SG [g]	21,3			<i>Tylodelphys clavata</i>	2								
G	♂			MONOGENEA									
LG [g]	0,266			<i>Dactylogyrus nanus</i>		1							
GG [g]	1,599												
D voll [g]	0,350												
D leer [g]	0,112												
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Gb	Ki	Lh			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,6	20	06.04.2013	15.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	10,0			<i>Diplostomum</i> spp.	1								
TG [g]	15,1			<i>Tylodelphys clavata</i>	18								
SG [g]	11,9			MONOGENEA									
G	♀			<i>Paradiplozoon homoion</i>				1					
LG [g]	0,166			CESTODA									
GG [g]	1,811			<i>Paradilepis scolecina</i>		4							
D voll [g]	0,190			NEMATODA									
D leer [g]	0,063			<i>Philometra ovata</i>				1					
Bemerkung:													
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au						Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	11,2	21	06.04.2013	15.04.2013	DIGENEA								
SL [cm]	8,9			<i>Diplostomum</i> spp.	5								
TG [g]	11,8			<i>Tylodelphys clavata</i>	29								
SG [g]	10,1												
G	♂												
LG [g]	0,082												
GG [g]	0,727												
D voll [g]	0,198												
D leer [g]	0,098												
Bemerkung:													

<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Mk	Ms	Of	Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	10,7	22	06.04.2013	16.04.2013	DIGENEA					INSECTA		
SL [cm]	9,1				<i>Diplostomum</i> spp.	1				Insecta indet. (L)	2	0,031
TG [g]	10,3				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				4			
SG [g]	8,71				<i>Tylodelphys clavata</i>	1						
G	♂				MONOGENEA							
LG [g]	0,076				<i>Dactylogyrus crucifer</i>		1					
GG [g]	0,046				NEMATODA							
D voll [g]	0,161				<i>Contracaecum micropapillatum</i>					1		
D leer [g]	0,058											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of			Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,5	23	06.04.2013	16.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	10,0				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	15,5				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>				1			
SG [g]	13,3				<i>Tylodelphys clavata</i>	16						
G	♂				MONOGENEA							
LG [g]	0,220				<i>Dactylogyrus micracanthus</i>		3					
GG [g]	0,873											
D voll [g]	0,117											
D leer [g]	0,061											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Of	Op		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	12,8	24	06.04.2013	16.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	10,5				<i>Diplostomum</i> spp.	4						
TG [g]	19,2				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>		1	50	9			
SG [g]	14,5				<i>Tylodelphys clavata</i>	14						
G	♀				BIVALVIA							
LG [g]	0,347				Unionoidae indet.		7					
GG [g]	2,351											
D voll [g]	0,465											
D leer [g]	0,089											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Mk	Ms	Of		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	/	25	06.04.2013	16.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	11,1				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2	2			
TG [g]	20,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	1						
SG [g]	17,2				CESTODA							
G	♂				<i>Paradilepis scolecina</i>			1				
LG [g]	0,307											
GG [g]	1,440											
D voll [g]	0,204											
D leer [g]	0,053											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki				Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	11,2	26	06.04.2013	16.04.2013	DIGENEA					INSECTA		
SL [cm]	9,0				<i>Tylodelphys clavata</i>	4				Insecta indet. (L)	1	0,018
TG [g]	11,3				CRUSTACEA							
SG [g]	9,5				<i>Ergasilus sieboldi</i>		1					
G	♂											
LG [g]	0,098											
GG [g]	0,750											
D voll [g]	0,179											
D leer [g]	0,051											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>	Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au					Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	13,5	27	13.04.2013	17.04.2013	DIGENEA							

<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Gb		Darminhalt	n	[g]
TL [cm]	22,0	28	13.04.2013	17.04.2013	DIGENEA					MOLLUSCA		
SL [cm]	18,0				<i>Diplostomum</i> spp.	2				Bivalvia indet.	1	0,003
TG [g]	128,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	31				CRUSTACEA		
SG [g]	98,5				MONOGENEA					Crustacea indet.	1	0,151
G	♀				<i>Dactylogyrus crucifer</i>		23			INSECTA		
LG [g]	1,108				CESTODA					Insecta indet. (L)	4	0,301
GG [g]	20,289				<i>Paradilepis scolecina</i>			2				
D voll [g]	1,574											
D leer [g]	0,439											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Mk	Of	Darminhalt	n [g]
TL [cm]	12,5	29	13.04.2013	17.04.2013	DIGENEA						CRUSTACEA	
SL [cm]	10,4				<i>Diplostomum</i> spp.	8					Crustacea indet.	1 0,010
TG [g]	16,5				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			3	8	6 23		
SG [g]	14,6				<i>Tylodelphys clavata</i>	16						
G	♀				CRUSTACEA							
LG [g]	0,260				<i>Ergasilus sieboldi</i>				2			
GG [g]	0,261											
D voll [g]	0,252											
D leer [g]	0,148											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Of				Darminhalt	n [g]
TL [cm]	12,5	30	13.04.2013	17.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	9,9				<i>Diplostomum</i> spp.	1						
TG [g]	15,4				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2				
SG [g]	12,8				<i>Tylodelphys clavata</i>	20						
G	♀											
LG [g]	0,261											
GG [g]	1,156											
D voll [g]	0,316											
D leer [g]	0,064											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Mk				Darminhalt	n [g]
TL [cm]	12,0	31	13.04.2013	18.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	9,5				<i>Diplostomum</i> spp.	3						
TG [g]	13,0				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			4				
SG [g]	11,0				<i>Tylodelphys clavata</i>	14						
G	♂											
LG [g]	0,119											
GG [g]	0,781											
D voll [g]	0,221											
D leer [g]	0,113											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Fl	Ki	Mk	Op	Darminhalt	n [g]
TL [cm]	12,0	32	13.04.2013	18.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	9,9				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			2	3	2 4		
TG [g]	16,4				<i>Tylodelphys clavata</i>	45						
SG [g]	14,4											
G	♀											
LG [g]	0,155											
GG [g]	0,162											
D voll [g]	0,273											
D leer [g]	0,121											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Ki	Mk			Darminhalt	n [g]
TL [cm]	12,0	33	13.04.2013	18.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	9,7				<i>Diplostomum</i> spp.	2						
TG [g]	13,94				<i>Posthodiplostomum cuticola</i>			1	7			
SG [g]	11,83				<i>Tylodelphys clavata</i>	37						
G	♂											
LG [g]	0,161											
GG [g]	0,975											
D voll [g]	0,209											
D leer [g]	0,805											
Bemerkung:												
<i>R. rutilus</i>		Nr.	Fangdatum	U. datum	Parasit	Au	Mes				Darminhalt	n [g]
TL [cm]	11,5	34	13.04.2013	18.04.2013	DIGENEA							
SL [cm]	9,3				<i>Diplostomum</i> spp.	2						
TG [g]	12,2				<i>Tylodelphys clavata</i>	25						
SG [g]	9,9											
G	♂											
LG [g]	0,108											
GG [g]	0,855											
D voll [g]	0,092											
D leer [g]	0,056											

Eidesstattliche Erklärung

Ich versichere hiermit an Eides statt, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig angefertigt und ohne fremde Hilfe verfasst habe. Dazu habe ich keine außer den von mir angegebenen Hilfsmitteln und Quellen verwendet. Die den benutzten Werken inhaltlich und wörtlich entnommenen Stellen habe ich als solche kenntlich gemacht.

Des Weiteren erkläre ich hiermit, dass diese Arbeit keiner anderen Prüfungsbehörde vorgelegt wurde. Ferner wurde mir die Gelegenheit zum vorliegenden Promotionsvorhaben nicht kommerziell vermittelt. Insbesondere habe ich keine Organisation eingeschaltet, welche gegen Entgelt Betreuerinnen/Betreuer für die Anfertigung von Dissertationen sucht oder die mir obliegenden Pflichten hinsichtlich der Prüfungsleistungen für mich ganz oder teilweise erledigt.

Rostock, den 27.11.2017

Ekaterina Pikalov